

**BESTIMMUNG VON BLUTPARAMETERN
MITTELS REFLOTRON[®], BEI TAUBEN
(*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana)**

DANIELA KÜRNER

Disbui. München

1988



Aus dem Institut für Geflügelkrankheiten
der Ludwig-Maximilians-Universität München
Vorstand: Prof. Dr. Josef Kösters

Bestimmung von Blutparametern mittels Reflotron[®], bei Tauben
(*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana)

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der
Ludwig-Maximilians-Universität München

von
Daniela Kürner
aus
Karlsruhe

München 1988

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: Prof. Dr. M. Rüsse
Referent: Prof. Dr. J. Kösters
Korreferent: Prof. Dr. W. Kraft

Tag der Promotion: 29. Juli 1988

INHALTSVERZEICHNIS

1.0	EINLEITUNG.....	1
2.0	LITERATURÜBERBLICK.....	2
2.1	Vogelblut allgemein.....	2
2.2	Die zu untersuchenden Blutparameter.....	9
2.2.1	Glucose.....	9
2.2.2	Harnsäure und Harnstoff.....	12
2.2.3	Cholesterin und Triglyceride.....	16
2.2.4	AST (GOT), ALT (GPT) und G-GT.....	21
2.2.5	Hämoglobin und Hämatokrit.....	27
2.3	Blutviskosität.....	31
3.0	EIGENE UNTERSUCHUNGEN.....	37
3.1	Versuchsplan.....	37
3.1.1	Präzisionsprüfung.....	37
3.1.2	Methodenvergleich.....	37
3.2	Material und Methode.....	38
3.2.1	Untersuchte Tiere.....	38
3.2.2	Blutentnahmetechnik.....	38
3.2.3	Weiterbehandlung der Proben.....	39
3.3	Gerätebeschreibung Reflotron ^R	40
3.4	Untersuchungsmethode.....	41
3.4.1	Präzision in der Serie.....	41
3.4.2	Präzision von Tag zu Tag.....	42
3.4.3	Methodenvergleich "Naßchemie" - Reflotron ^R ..	42
3.5	Bestimmungen der einzelnen Blutparameter im Methodenvergleich.....	45
3.5.1	Glucose.....	45
3.5.1.1	Reflotron ^R	45

3.5.1.2	Bezugsmethode GOD-Perid ^R	46
3.5.2	Harnsäure.....	46
3.5.2.1	Reflotron ^R	46
3.5.2.2	Bezugsmethode Urica-Quant ^R	47
3.5.3	Cholesterin.....	47
3.5.3.1	Reflotron ^R	47
3.5.3.2	Bezugsmethode CHOD-PAP ^R	47
3.5.4	Triglyceride.....	48
3.5.4.1	Reflotron ^R	48
3.5.4.2	Bezugsmethode Trigl. vollenzymatisch Neutralfett ^R	48
3.5.5	AST (GOT).....	49
3.5.5.1	Reflotron ^R	49
3.5.5.2	Bezugsmethode monotest GOT opt. ^R	49
3.5.6	ALT (GPT).....	50
3.5.6.1	Reflotron ^R	50
3.5.6.2	Bezugsmethode monotest GPT opt. ^R	50
3.5.7	G-GT.....	51
3.5.7.1	Reflotron ^R	51
3.5.7.2	Bezugsmethode monotest G-GT neu ^R	51
3.5.8	Harnstoff.....	52
3.5.8.1	Reflotron ^R	52
3.5.8.2	Bezugsmethode Urease UV-Test ^R	52
3.5.9	Hämoglobin.....	52
3.5.9.1	Reflotron ^R	52
3.5.9.2	Bezugsmethode Hämoglobin Test-Comb. ^R	53
3.6	Viskositätsbestimmungen.....	53
3.7	Auswertung.....	54
3.7.1	Biometrische Bearbeitung der Daten.....	54
3.7.2	Graphische Darstellung.....	56

4.0	ERGEBNISSE.....	58
4.1	Präzisionsprüfung.....	58
4.1.1	Präzisionsprüfung in der Serie.....	58
4.1.2	Präzisionsprüfung von Tag zu Tag.....	61
4.2	Methodenvergleich.....	64
4.2.1	Geschlechtsgebundener Unterschied.....	96
4.2.2	Fütterungsbedingter Unterschied.....	99
4.2.3	Tageszeitliche Schwankungen.....	102
4.3	Viskositätsuntersuchungen.....	112
5.0	DISKUSSION.....	115
6.0	ZUSAMMENFASSUNG.....	124
	SUMMARY.....	125
	RESUMEN.....	126
7.0	LITERATURVERZEICHNIS.....	127
8.0	VERZEICHNIS DER ABKÜRZUNGEN.....	146

1.0 EINLEITUNG

Methoden der klinischen Labordiagnostik, insbesondere die Hämatologie, die bei Hund und Katze schon als fester Bestandteil, zur Unterstützung der klinischen Untersuchung des Patienten gehören, können sich im Bereich der Vogelmedizin noch nicht durchsetzen.

Das liegt zum einen an der Artenvielfalt der Klasse "aves" (ca. 8700), dem Fehlen ausgearbeiteter Referenzverfahren, sowie der Beeinflussung der einzelnen Parameter durch äußere Faktoren. Desweiteren limitieren der apparative und methodische Aufwand der Analyseverfahren (Fachpersonal, Speziallabors), die Menge des Probenmaterials (1% des KG), die Dauer bis die Ergebnisse vorliegen und nicht zuletzt der Kostenfaktor den Einsatz der Untersuchung.

Durch den Einsatz neuer Technologien (Trockenchemie, Schnelltestverfahren, Computertechnik etc.) besteht heutzutage die Möglichkeit, Blutanalysen auch für den Vogelpatienten interessant zu beleben.

So galt es in vorliegender Arbeit eines dieser neuen Systeme, das von der Firma Boehringer Mannheim entwickelte Reflotron^R, auf seine Anwendbarkeit im Bereich der Vogelhämatologie zu überprüfen.

Anhand von 50 klinisch gesunden Stadttauben (*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana) wurde einerseits das neue System im Vergleich zu laborüblichen naßchemischen Routinemethoden getestet, und andererseits die physiologische Schwankungsbreite für die angebotenen Parameter erarbeitet. Berücksichtigt wurden die Einflußnahme von Geschlecht, Futter und Tageszeit auf die einzelnen Parameter.



2.0 LITERATURÜBERBLICK

2.1 Vogelblut allgemein

In seinen Funktionen entspricht das Blut der Vögel dem der Säuger. So übernimmt es im Organismus den Transport von Atemgasen, Nährstoffen, Hormonen, sowie Zwischen- und Endprodukten des Stoffwechsels, sorgt in Zusammenarbeit mit anderen Organen für Isotonie, Isoionie und Isohydrie, reguliert die Wärmeübertragung und trägt einen wesentlichen Anteil zu den Abwehrmechanismen bei (STURKIE, 1976; MEHNER und HARTFIEL, 1983; SCHEUNERT und TRAUTMANN, 1987).

Qualitative sowie quantitative Unterschiede zum Säugerblut zeigen sich erst bei der genauen Analyse der flüssigen und festen Blutbestandteile. Auffallende Besonderheiten zeigen die korpuskulären Bestandteile des Vogelblutes. Sie geben einen deutlichen Hinweis auf die phylogenetische Entwicklung dieser Klasse. Wie Fische, Amphibien und Reptilien verlieren die roten Blutkörperchen im Zuge der Erythropoese ihren Zellkern nicht. Hinweise dazu geben MARSHALL (1960), LANDSBOROUGH und THOMSON (1964). Die Größe der Erythrozyten schwankt von 10.7×6.1 bis 15.8×10.2 μm (STURKIE, 1976), wobei sich keine eindeutige Beziehung zwischen Größe und systematischer Einteilung der Vogelspezies herstellen läßt. Im Gegensatz zur runden Ausformung der Erythrozyten der Säuger (Ausnahmen: ovale Form bei Kamel, Lama, Vicuna) besitzen Vögel abgeplattete, ovale Zellen mit einem bikonvex hervorgewölbten, zentral gelegenen, chromatinreichen Kern.

Die Anzahl variiert je nach Spezies, Geschlecht, Alter, Umweltbedingungen etc. von ca. 2 - 4 Mill/mm³. Ihre durchschnittliche Lebensdauer beträgt 4 - 6 Wochen (Mensch 7-9 Wochen). Danach werden die Erythrozyten von Zellen des Retikulo-Endothelialen-Systems eliminiert und durch neu Gebildete ersetzt. Die Erythropoese beginnt intravaskulär im Medullarsinus des Knochenmarkes, durchläuft die dem Säuger entsprechenden Stadien, und wird durch ein spezifisches, aviäres Erythropoetin gesteuert (MEHNER und HARTFIEL, 1983).

Kernhaltig sind auch die Thrombozyten der Vögel, die in der Literatur teilweise als Spindelzellen bezeichnet werden (SCHUMMER et al., 1973; SCHWARZE et al., 1985). Die Angaben über die Anzahl schwanken je nach Spezies von 10 500 mm³ (Strauß; STUKIE, 1976) bis 132 000 mm³ (Wachtel; NIRMALAN und ROBINSON, 1971). Sie sind kleiner als der Erythrozyt (ca. 9 x 4µm) und werden analog zur Erythropoese innerhalb der Sinus des Knochenmarkes aus Vorstufen (mononuklearer Thromboplast) gebildet. Ein den Mammaliern vergleichbarer Megakaryozyt als Ursprung der Thrombozytopoese, findet sich nicht im Knochenmark der Vögel, was zur Annahme führt, daß sie zu der Gruppe der Erythrozyten gehören (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Ihre Lebensdauer beträgt einige Tage. Auf Milieuänderung reagieren die Thrombozyten mit Agglutination. Diese Empfindlichkeit steht in engem Zusammenhang mit ihrer Funktion bei der Blutstillung. Daneben zeichnen sich die aviären Thrombozyten durch eine ausgeprägte Phagozytoseaktivität aus und weisen einen extrem hohen Gehalt an

Serotonin in der Granula auf (SCHEUNERT und TRAUTMANN, 1987; STURKIE, 1976).

Die weißen Blutzellen, Leukozyten genannt, übernehmen wichtige Funktionen bei der Abwehr von belebten und unbelebten Faktoren. Sie sind amöboid bewegliche Zellen, die in der Lage sind mittels Diapedese in das extravasale Gewebe auszuwandern. Neben der Mobilität besitzen sie die Fähigkeit der Phagozytose (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Eine Gliederung der Leukozyten nach Gehalt an Granula hat sich eingebürgert. So unterteilt man sie in Granulozyten und Agranulozyten. Die Granulozyten werden, wie bei den Säugern, nach ihrer Affinität gegenüber Farbstoffen in drei Gruppen gegliedert. Man unterscheidet Eosinophile, Basophile und Heterophile, wobei letztere beim Vogel auch Pseudoeosinophile genannt werden und den Neutrophilen der Mammalier entsprechen. Zu der Gruppe der Agranulozyten zählen die Monozyten und die Kategorie der kleinen und großen Lymphozyten, wobei der große Lymphozyt von den Monozyten schwer zu differenzieren ist. Zur Darstellung des weißen Differentialblutbildes wurden verschiedene Methoden entwickelt, um den kernhaltigen Erythrozyten und Thrombozyten des Vogelblutes gerecht zu werden, d.h. es möglich zu machen sie von den Leukozyten zu unterscheiden. Angaben zu den verschiedenen Färbe- und Zählmethoden finden sich bei DEIN (1984). In Relation zu den Säugetieren weisen die Vögel im allgemeinen höhere Leukozytenzahlen auf, die jedoch unter den verschiedenen endo- und exogenen Einflüssen stark variieren. Bei den meisten Arten überwiegt der Anteil an Lymphozyten, sodaß von einem

lymphozytären weißen Blutbild gesprochen wird, wobei einige Ausnahmen ein heterophiles Blutbild zeigen (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Alle Granulozyten entwickeln sich im adulten Vogel in extravaskulären, intersinoidalen Räumen des Knochenmarkes aus einer nicht granulierten Stammzelle (Granulo- oder Myeloblast), während der zeitliche Ablauf und die Regulationsmechanismen der Granulozytopoese weitgehend unbekannt sind (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Bei den Lymphozyten findet analog zu den Säugern, aufgrund der unterschiedlichen Funktion, eine Einteilung in B- und T-Zellen statt, wobei die B(große)-Zellen für die humorale Antikörperbildung und die T(kleine)-Zellen für die zelluläre Immunität verantwortlich sind (SCHEUNERT und TRAUTMANN, 1987). Ihre Produktion erfolgt im erwachsenen Vogel in den sekundären peripheren lymphatischen Organen (Milz, zäkale Tonsillen, Harder'sche Drüsen, Knochenmark, Lymphozytenaggregate in der Submukosa verschiedener Organe), welche während und nach der Embryonalentwicklung von den primären zentralen lymphatischen Organen (Bursa und Thymus) besiedelt werden (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Der Monozyt entsteht im Knochenmark aus dem unreifen Monoblast und tritt, nach einer Verweildauer von einigen Tagen in der Blutbahn, in das umliegende Gewebe aus, wo sich die Entwicklung zum ausgereiften Makrophagen vollzieht (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Auskunft über die Anzahl der einzelnen korpuskulären Blutbestandteile von Vertretern der Klasse "Aves" und "Mammalia", sowie über deren morphologische Charakteristika, geben Abb. 1 und Tab. 1 a und b.

	ERYTHROZYTEN		THROMBOZYTEN		AUTOREN
	Zahl $\times 10^6/\text{mm}^3$	Dimension in μm	Zahl $\times 10^3/\text{mm}^3$	Dimension in μm	
Haushuhn (Galliformes)	3.05-3.80	10.7 x 6.8	27.6-30.8	9 x 6	Lucas und Jamroz (1961) Scheunert und Trautmann (1987)
TAUBE (Columbiformes)	3.08-3.53	12.7 x 7.5	7-27	9 x 6	Erdös und Fontaine (1978) Usami et al. (1970)
HUND (Canidae)	5.5 - 8.5	7.3	200-400	2 x 3.5	Kraft und Dürr (1981) Scheunert und Trautmann (1987)
KATZE (Felidae)	5.0 -10.0	5.7	180-430	2 x 3.5	Kraft und Dürr (1981) Scheunert und Trautmann (1987)
MENSCH (Hominidae)	4.5 - 5.0	7.2	150-300	2 x 1	Scheunert und Trautmann (1987) Kramer (1980)

Tab. 1 a

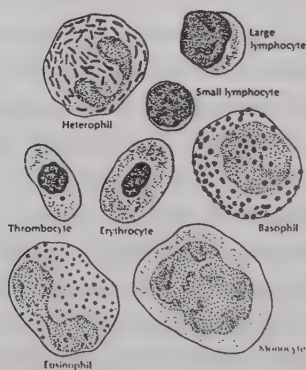


Abb. 1 Schematische Darstellung der aviären Blutzellen*

* nach STURKIE, 1976.

	Zahl x 10 ³ /mm ³	LEUCOZYTEN					AUTOREN
		Differenzierung in %					
		Eosino- phile	Baso- phile	Hetero-(Neutro-) phile	Lympho- zyten	Mono- zyten	
Haushuhn (Galliformes)	16.6-29.4	1.4-2.5	2.4	13.3-25.8	64.0-76.1	5.7-6.4	Lucas und Jamroz (1961)
TAUBE (Columbiformes)	15.1-22.1	0.4-1.6	1.0	24.60-35.63	59.2-69.6	2.4-3.7	Klein (1974)
HUND (Canidae)	6 - 12	0 - 4	<1	55 - 75	13 - 30	0 - 5	Kraft und Dürr (1981)
KATZE (Felidae)	6 - 11	0 - 4	<1	60 - 75	15 - 30	0 - 5	Kraft und Dürr (1981)
MENSCH (Hominidae)	3 - 11	2 - 4	<1	60 - 70	20 - 30	5 - 7	Scheunert und Trautmann (1987)

Tab. 1 b

Die nach Sedimentation oder Zentrifugation aus ungerinnbar gemachtem Blut erhaltene zellfreie, gelbliche visköse Flüssigkeit wird als Plasma bezeichnet. Ähnliches Aussehen zeigt Blutserum, das nach Ablauf des physiologischen Gerinnungsvorganges von Vollblut durch Zentrifugieren gewonnen wird. Der Unterschied beider Flüssigkeiten beruht darauf, daß im Plasma Gerinnungsfaktoren (Fibrinogen, Prothrombin) noch vorhanden sind (SCHEUNERT und TRAUTMANN, 1987).

Nahezu alle Stoffwechselprodukte sind in ungleichmäßiger Verteilung zwischen den geformten und ungeformten Elementen der Blutes vorhanden. Um die Fülle der verschiedenen Stoffe zu ordnen, fand eine grobe Einteilung in organische und anorganische Bestandteile statt. Zu den organischen Bestandteilen zählen die Plasmaproteine, die Nicht-Protein-Stickstofffraktionen, Lipide, Enzyme, Glucose, Farbstoffe, Vitamine und Hormone. In die anorganische Gruppe gehören die Spurenelemente und die Mineralstoffe (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Auf eine Reihe, der unter den organischen Bestandteilen aufgeführten Stoffklassen, wird nachfolgend ausführlicher eingegangen.

Bei allen Untersuchungen des Blutes sollte der Einfluß der Entnahmetechnik, sowie die Weiterbehandlung der Proben nicht außer acht gelassen werden. So stören hämolytische und lipämische Proben die chemischen Reaktionen der einzelnen Bestimmungsverfahren zum Teil erheblich (BERGMEYER, 1977). Auch werden durch längere Lagerung der Vollblutproben bei Raumtemperatur die Konzentrationen einiger Blutbestandteile (Kalium, Calcium) beeinflusst (LUMEIJ, 1985;

HOFMEIER, 1987). Darstellungen zu den Techniken der Probegewinnung beim Vogel, und deren Weiterbehandlung geben PERTRAK, (1982); HARRISON und HARRISON (1986); GYLSTORFF und GRIMM (1987); DEIN (1984) sowie KÖSTERS und GRIMM (1986).

Desweiteren finden sich detaillierte Auskünfte über die festgestellten Unterschiede bei den einzelnen Arten, sowie Auswirkungen verschiedener Einflüsse auf die unterschiedlichen Blutbestandteile bei STURKIE, (1976); MEHNER und HARTFIEL (1983); ROSSKOPF et al. (1982).

2.2 Die zu untersuchenden Blutparameter

2.2.1 Glucose

Die Blutglucosewerte der Vögel betragen etwa das Doppelte (PEARCE und BROWN, 1971) der bei den Säuger gemessenen Konzentrationen, wodurch dem hohen Grundumsatz der Vögel Rechnung getragen wird. Im Plasma liegen die Kohlehydrate zu 98% als frei zirkulierende Zucker vor und werden aktiv transportiert. Da die im Erythrozyt gefundene Glucosekonzentration vernachlässigbar klein ist (<1%), sollte die Bestimmung der Glucose im Blutplasma erfolgen, da der Erythrozytenanteil der Probe die vorhandene Konzentration unterschiedlich verdünnt (TAPPER und KARE, 1956).

Die SI-Einheit und deren Umrechnungsfaktoren finden sich in Tab.7 (S.70).

Für die Bestimmung von Glucose stehen verschiedene Meßtechniken zur Verfügung. Von einem auf polarogra-

phischen Grundlagen basierenden, mit einer Sauerstoff sensitiven Elektrode arbeitenden System, berichten KADISH und HALL (1965). Das mikrokolorimetrische Verfahren wird von GOLDBERG et al. (1975) und MC GLOTHLIN und JORDAN (1975) erläutert, während ZIEGENHORN et al. (1977) einen kinetischen Test beschreiben. Das gängige, in den meisten klinischen Labors anzutreffende, photometrische Meßverfahren, beruht auf der Endwert-Methode der Bestimmungen von Substanzkonzentrationen (BERGMEYER, 1977). Es werden verschiedene enzymatische Verfahren in der klinischen Chemie angewandt, wobei sich die Bestimmung mit Hexokinase und Glucose-6-phosphat-Dehydrogenase, sowie die Analyse mit Glucose-Oxidase und Peroxidase für den Routinegebrauch in den Kliniklaboratorien bewährt hat (BERGMEYER, 1970). Die in der Literatur aufgeführten Werte sind zum Teil nicht mit den aus oben aufgeführten Verfahren ermittelten Konzentrationen vergleichbar, da Methoden mit einer geringeren Spezifität angewandt wurden (BANNISTER und BURNS, 1974).

Glucose ist der zentrale Energieträger, dessen Stoffwechselregulation maßgeblich von Insulin (Glucogenese, Gluconeogenese) und Glucagon (Glucolyse, Glucogenolyse), sowie über die Glucocorticoide der Nebennierenrinde und Adrenalin (Streß) gesteuert wird. Im Zusammenwirken versuchen sie den Blutzuckerspiegel möglichst konstant zu halten (SILBERNAGEL und DESPOPOULOS, 1979).

Endogene und exogene Faktoren nehmen auf die Glucosekonzentration unterschiedlichen Einfluß, wobei im Rahmen dieser Arbeit vorwiegend auf Untersuchungen

mit Taubenblut eingegangen wird

So stellen KUMMERFELD et al. (1985), während 48-stündigem Fasten bei Brieftauben keinen Abfall des Glucosespiegels fest, wobei nach oraler Applikation von 1g Traubenzucker/100gKGW ein deutlicher Anstieg zu verzeichnen ist und nach acht Stunden wieder annähernd der Ausgangswert erreicht wird. LUMEIJ (1987) hingegen berichtet von einem Konzentrationsanstieg bei sechs Brieftauben, die 96 Stunden unter Futterentzug standen. In einem weiteren Versuch beobachtet er vier Stunden nach Futteraufnahme deutlich erhöhte Glucosewerte, wobei circadiane Rhythmik nicht ausgeschlossen wird. Diese Vermutung bestätigt er in einer weiteren Versuchsreihe.

ERDÖS und FONTAINE (1978) können bei ihren Ermittlungen von Normalwerten bei 3 Taubenrassen keinen bedeutenden Einfluß von Alter und Geschlecht auf die Glucosekonzentration feststellen, wobei zwischen den einzelnen Rassen geringe Differenzen zu beobachten sind. Ähnliche Ergebnisse konstatieren BALASCH et al. (1973) bei der Untersuchung verschiedener Vogel-spezies, um eine eventuell vorhandene Abhängigkeit der Blutwerte vom Flieg- oder Tauchverhalten der Arten herauszukristallisieren. Die gefundenen Blutglucosekonzentrationen zeigen lediglich Unterschiede zwischen den untersuchten Spezies. Eine Differenz zwischen fliegenden und tauchenden Arten ergibt sich jedoch nicht.

Katecholamine, insbesondere Adrenalin, bewirken einen erhöhten Glucosegehalt im Blut (MEHNERT und HARTFIEL, 1983). Ähnliche Schlußfolgerungen zieht HEILMEIER

(1979) nach Cortisol- und Prednisoloninjektionen bei Haushühnern. GRÖGER (1987) kann bei Tauben nach Dexamethasoninjektionen allerdings keine Erhöhung der Plasmagluco- feststellen.

Hinsichtlich des Temperatureinflusses auf die Glucosekonzentration des Blutes werden gegensätzliche Auffassungen vertreten. Einen Anstieg der Blutglucose bei hohen Temperaturen verzeichnen CHAUDHURI und SADLIN (1961), während LAHIRI und PULAK (1982) keine Auswirkungen bei chronischem Hitzesteß auf die Glucosekonzentration der Tauben bemerken.

Einige von den verschiedenen Autoren ermittelten Glucosekonzentrationen bei Tauben seien aufgeführt:

KUMMERFELD et al.	:	(n= 10)	19,33 mmol/l + 1.48 mmol/l
BALASCH et al.	:	(n= 9)	18.90 mmol/l + 2.56 mmol/l
LUMEIJ,	:	(n= 96)	12.90 mmol/l - 20.5 mmol/l
ERDÖS und FONTAINE:		(n=240)	7.18 mmol/l - 13.3 mmol/l

2.2.2 Harnsäure und Harnstoff

Die Harnsäure und der Harnstoff gehören der Stoffklasse der Nicht-Protein-Stickstoff-Fraktion an. Ihre Verteilung im Vogelblut weist einige Unterschiede zu den Säugern auf, die durch anatomische sowie funktionale Besonderheiten des aviären renalen Systemes bedingt sind.

So beschränkt sich der Harnapparat der Vögel auf die paarig angelegten Nieren und die direkt in das Urodaeum der Kloake einmündenden Harnleiter. Ein Nierenbecken, die Harnblase sowie Harnröhren gibt es nicht. Ein Nierenpfortadersystem, wie es auch bei Reptilien,

Amphibien und Fischen anzutreffen ist, führt dem Organ aus der hinteren Körperhälfte zusätzlich venöses Blut zu (SCHUMMER et al. 1973).

Beide Verbindungen sind Ausscheidungsprodukte des Protein- und Nukleotidstoffwechsels. Mammalier (ureotelische Tiere) verfügen über ein Enzymmuster, das den Abbau über den Ornithin-Harnstoffzyklus in der Leber ermöglicht, während Vögel (uricotelische Tiere) durch Fehlen der Carbamoylphosphat-Synthetase, Harnsäure als Endprodukt ausscheiden (SCHEUNERT und TRAUTMANN, 1987; KARLSON, 1980). Dabei wird Harnsäure sowohl in der Leber, wie auch in den Nierentubuli synthetisiert (CHOU, 1972). Vorwiegend über letztere erfolgt die Sekretion in den Primärharn (SCHEUNERT und TRAUTMANN, 1987). Der Blutspiegel wird relativ konstant gehalten, was durch nur 50%ige Ausnützung des Ausscheidungspotentials der Vogelnieren ermöglicht wird (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Verglichen mit ihren Salzen ist Harnsäure schlecht in Wasser löslich. Im Blut liegt sie zu ca. 10% in freier Form vor, zu 18% an Proteine gebunden und zu ca. 70% in kolloidaler Form (GYLSTORFF und GRIMM, 1987).

Die geringen Harnstoffmengen sind gleichmäßig in der korpuskulären und flüssigen Phase des Vogelblutes verteilt. Seine Entstehung wird von MEHNER und HARTFIEL (1983) durch hydrolytische Spaltung von Arginin mittels einer Arginase in Leber und Nieren erklärt. STURKIE (1976) hält dagegen eine nicht-hydrolytische Reaktion zwischen Arginin und Benzoesäure, bzw. aromatischen Säuren, bei der Harnstoff und Dibenzoyl-ornithin freigesetzt werden, für wahrscheinlicher. In

den Nieren wird Harnstoff unbehindert filtriert, und gelangt über Diffusion in das Plasma zurück (BELL, 1957).

Zur Bestimmung der beiden Stoffkonzentrationen stehen eine Vielzahl von Meßtechniken zur Verfügung. So existieren für die Harnstoffanalysen verschiedene Verfahren, die auf den Grundlagen der Konduktometrie basieren, wobei die Änderungen des elektrischen Leitwertes gemessen werden (PAULSEN, et al. 1971). Von einem Verfahren, das mit einer pH-Glaselektrode (Air-Gap-Elektrode), die in Gasform ausgetriebenen Säuren und Basen einer Reaktion mißt, berichten HANSEN und RUZICHA (1974). Desweiteren kommen kinetische Methoden zur Anwendung und die in der klinischen Chemie verbreiteten photometrischen Meßverfahren. Verschiedene Reaktionsmöglichkeiten liegen den photometrischen Analysen zugrunde. So unterscheidet man die Bestimmung durch Indikatorreaktion mit Phenol und Hypochlorit, die manuell oder mit einem Analyseautomaten durchführbar ist, sowie die Bestimmung mit Glutamat-Dehydrogenase als Indikatorenzym (BERGMEYER, 1970). Die Harnsäurekonzentrationen können, sowohl auf polarometrischem Wege mit der O_2 sensitiven Elektrode (BÜNEMANN und KRUSE-JARRES, 1974), als auch photometrisch gemessen werden (BERGMEYER, 1977). Dabei hat sich die colorimetrische Bestimmung mit dem Uricase-Katalase System (KAGEYAMA, 1970), das keine Entweißung des Probenmaterials erfordert und keine UV-Strahlen zur Analyse benötigt, bewährt. Die Konzentration wird in $\mu\text{mol/l}$ (SI) angegeben; Umrechnungsfaktoren finden sich in Tab.7 (S. 70).

Eine Reihe von Untersuchungen stellen die Abhängigkeit des Harnsäureblutspiegels von Alter, Geschlecht sowie Reproduktions- und Fütterungsstatus fest. Weiterhin werden speziesbedingte Unterschiede beschrieben. So liegt der Harnsäurespiegel bei fleischfressenden Arten um das Doppelte höher als bei Körnerfressern (BAUMANN, 1980). Im folgenden wird vorwiegend auf die bei der Taube gewonnen Erkenntnisse eingegangen.

Die Harnsäurekonzentrationen im Plasma von sechs Vertretern der Gattung Columbiformes zeigen weder altersbedingte noch geschlechtsspezifische Unterschiede, wobei zwischen den einzelnen Rassen gewisse Diskrepanzen zu beobachten sind (BAUMANN, 1980). Letzteres trifft, wie ERDÖS und FONTAINE (1978) nach Untersuchungen an drei Taubenrassen beschreiben, auch auf die Blutharnstoffwerte zu. Hinsichtlich des Harnsäurespiegels ergeben die hämatologischen Studien von BALASCH et al. (1973, 1974) keinen Hinweis auf einen bestehenden Unterschied zwischen verschiedenen Spezies. Innerhalb der Ordnung Galliformes sind jedoch Schwankungen zu verzeichnen.

Ernährungsfaktoren, besonders der Proteingehalt wirken sich auf die Menge der Plasmaharnsäure deutlich aus. Bei Hühnern wird von einem erhöhten Harnsäurespiegel nach proteinreicher statt normaler Fütterung berichtet (FEATHERSTONE, 1969). Zu ähnlichen Ergebnissen kommen KUMMERFELD et al. (1985) bei Untersuchungen an Brieftauben nach Applikation unterschiedlicher Konzentrationen von Rinderserum und Milcheiweiß in den Kropf. Letzteres bewirkt einen Anstieg

der Blutharnsäure, während die Harnstoffkonzentration relativ konstant bleibt. Durch längeren Wasserentzug steigt der Harnstoffspiegel um ein Vielfaches der Ausgangskonzentration (LUMEIJ, 1987; KUMMERFELD et al., 1985). Harnsäure zeigt keine deutlichen Schwankungen auf Dehydration und Hitzestress bei Tauben (LUMEIJ, 1987; JOHN und GEORG, 1977).

Nachfolgend finden sich die von einigen Autoren gefundenen Konzentrationen im Taubenblut aufgelistet:

HARNSTOFF

KUMMERFELD et al.	:	(n= 6)	1,80 mmol/l
LUMEIJ	:	(n= 50)	0.50 mmol/l $\pm$ 0.14 mmol/l
ERDÖS und FONTAINE	:	(n=240)	0.45 mmol/l - 2.46 mmol/l

HARNSÄURE

BAUMANN	:	(n= 58)	173 - 415 μ mol/l
LUMEIJ	:	(n= 50)	150 - 765 μ mol/l
BALASCH et al.	:	(n= 9)	438 $\pm$ 127 μ mol/l

2.2.3 Cholestrin und Triglyceride

Diese Blutbestandteile gehören in die heterogene Kategorie der Plasmalipide. Verbindene Kriterien dieser Gruppe stellen die Löslichkeitseigenschaften (in Wasser unlöslich) und die Gemeinsamkeiten im Stoffwechsel (Aufbau aus aktiver Essigsäure) dar. Triglyceride, nach neuer Nomenklatur Triacylglyceride, sind Ester des Glycerins mit 3 Fettsäuren und werden zu den neutralen Fetten gezählt, während Cholestrin zu der Gruppe der Isoprenoidlipiden (Steroide) gerechnet

wird (KARLSON, 1980).

In einem wässrigen Medium wie Blut verbinden sich Lipide mit Posphatiden und Proteinen zu Lipoprotein-komplexen. Ihre Molekulargewichte schwanken von 7×10^4 bis 10×10^9 (BELL und FREEMANN, 1971). Eine Einteilung nach Dichtegraden hat sich eingebürgert. So werden Very Low Density Lipoproteins (VLDL, 0.94-1.006g/ml), Low Density Lipoproteins (LDL, 1.006-1.063 g/ml) und High Density Lipoproteins (HDL, 1.063-1.210 g/ml) unterschieden, wobei jede dieser Klassen in sich eine Vielzahl heterogener Verbindungen enthält. Andere Trennungskriterien sind die elektrophoretische Geschwindigkeit und der Sedimentationskoeffizient (MEHNER und HARTFIEL, 1983). Folgende Tabelle aus STURKIE (1976) gibt einen Überblick über die Verteilung der einzelnen Lipide in den Dichtegraden (Hühnerplasma):

Lipoprotein fraction	VLDL*	LDL*	HDL*
Hydrocarbons	1.1	2.4	0.5
Sterol esters	2.9	9.2	24.9
Sterols	5.4	13.5	3.8
Mono- and diglycerides	1.1	1.5	0.6
Triglycerides	60.2	44.1	21.9
Cephalins	4.4	5.1	5.7
Lecithins	26.3	24.2	43.2

* Data are percentages of total lipid; fractions were determined by silic acid chromatography. VLDL, LDL, HDL: Very-low-, low-, and high-density lipoproteins, respectively. (Adapted from Evans et al., 1977.)

Die Fette wirken als wichtige Reservestoffe in der tierischen und pflanzlichen Zelle, während Cholesterin das wichtigste Sterin der höheren Tiere darstellt. Cholesterin dient als Membranbaustein und als Ausgangsmaterial für die Biosynthese weiterer Steroide (Vit D₃, Progesteron, Androgen, Oestrogen, Corticoide etc.). Der Abbau findet in der Leber statt und führt zur Bildung von Gallensäuren (enterohepatischer Kreislauf).

Die exogen zugeführten Lipide werden im Dünndarm mittels Pankreaslipasen und Gallensalzen in eine resorptionsfähige Form (Micellen) transferiert. Nach Resorption in die Darmmukosa gelangen die kurz- und mittelkettigen Fettsäuren direkt ins Pfortaderblut, während die restlichen Lipidfragmente erneut zu Triglyceriden aufgebaut werden. An Lipoproteine konjugiert gelangen sie als sogenannte Chylomikronen in die Lymphbahn und später ins Blut (KARLSON, 1980). Bei der Steuerung des Lipidstoffwechsels wirken als hormonelle Komponente das Glucagon und das Adrenalin (lipolytisch). Durch den weiterführenden Abbau der Fettsäuren (β -Oxidation) wird Energie gewonnen.

Flourimetrische oder chemische-photometrische Neutralfettbestimmungen, sowie gravimetrische oder photometrische Differenzanalysen der einzelnen Lipidkomponenten erfordern eine Extraktion der Fette, bzw. eine Isolierung und Reinigung aus den Serum- oder Plasmaproben. Bei der enzymatischen Triglyceridbestimmung kann darauf verzichtet werden (HAGEN, 1962). Dabei beruht das Verfahren auf einer zweifachen enzymatischen Glycerinbestimmung (KREUTZ, 1962).

Die quantitative Erfassung der Cholesterinkonzentration kann über den Sauerstoffverbrauch (mittels einer Clark-Elektrode) erfolgen oder durch die Absorption der gebildeten Reaktionsprodukte. STÄHLER et al. (1977) stellen eine praxisgerechte enzymatische Cholesterinbestimmung vor, die sich für die klinische Chemie bewährt hat. Dabei werden die im Serum oder Plasma vorhandenen Cholesterinester mittels einer Cholesterinesterase in freies Cholesterin und Fettsäuren gespalten. Das gesamte freie Cholesterin wird anschließend in Gegenwart von Sauerstoff und Cholesterinoxidasen in 4-Cholesten-3-on umgewandelt, wobei Wasserstoffperoxyd entsteht, der mit dem Peroxidase-p-Aminophenazon Visualisierungssystem im Endpunkt-Verfahren bestimmt wird. Die Spezifität dieses Verfahrens ist ausgezeichnet.

Die Konzentrationen der aviären Blutlipide sind von Spezies, Alter und Geschlecht abhängig. Ebenso wirkt sich der Ernährungs-, Gesundheits- und Reproduktionszustand des Tieres auf den Blutspiegel aus (STURKIE, 1976).

Bei adulten weiblichen Vögeln kann im Zusammenhang mit dem ovariellen Zyklus kurz vor Legebeginn ein starker Anstieg des Blutlipidspiegels beobachtet werden (LORENZ, 1938). Dabei steigen die Konzentrationen von Cholesterin, Triglyceriden und freien Fettsäuren um ein Vielfaches (STURKIE, 1976).

Die Zusammensetzung des Futters und deren Auswirkung auf den Lipidmetabolismus ist Thema vieler Untersuchungen. So läßt ein geringer Proteinanteil im Futter den Cholesterinspiegel ansteigen, wobei durch Steige-

rung des Eiweißanteiles eine Konzentrationsabnahme beobachtet werden kann. Der Cholesterinzusatz (2%) im Futter bewirkt einen Anstieg des Cholesterinspiegels (JOHNSON et al. 1958; LEVEILLE et al. 1958). Speziell bei 2 Taubenrassen (White Carneau: Arteriosklerose-empfindlich, Show Racer: Arteriosklerose-resistent) werden zahlreiche Studien durchgeführt, die die Ursachen und den Einfluß der Fütterung auf die arteriosklerotischen Gefäßveränderungen untersuchen (SUBIAH und CONNELLY, 1976; YOUNG, 1974; BELL et al., 1970; LANGELIER et al., 1975). Unter anderem zeigt sich, daß Tauben auf einen geringen Proteinanteil im Futter mit Reduktion des Cholesterinspiegels antworten. Die Gründe der konträren Reaktionen bei Haushühnern und Tauben werden in der genetischen Varianz der Arten vermutet (TERPSTRA et al., 1983). Einen deutlichen Anstieg des Plasmacholesterins bei Tauben stellen REVIS et al. (1986) nach längerer Verabreichung von mit Trinkwasserdesinfektionsmitteln versetztem Wasser fest.

In einer Untersuchung über die Auswirkungen von Alter und Futter auf die Fettsäuremuster von Triglyceriden und Phospholipiden in Leber, Kropf und Fettgewebe bei Tauben, läßt sich in der ersten Woche ein markanter Wandel der Zusammensetzung beider Lipidfraktionen in der Leber beobachten. Kropf und Fettgewebe weisen während der Wachstumsphase nur geringe Schwankungen auf. Die Leber spielt die Hauptrolle bei der Fettsäuresynthese, während das Fettgewebe nur eine geringe Synthesefähigkeit besitzt (DESMETH et al., 1981). Die von einigen Autoren genannten Konzentrationen

seien aufgeführt:

CHOLESTERIN

YOUNG	:	(n=141)	6.10 - 8.18 mmol/l
SUBBIAH et al.	:	(n= 15)	6.27 - 7.09 mmol/l
LANGELIER et al.	:	(n= 12)	4.12 - 4.69 mmol/l
BELL et al.	:	(n= 11)	7.51 mmol/l

TRIGLYCERIDE

YOUNG	:	(n=136)	0.82 - 1.98 mmol/l
SUBBIAH et al.	:	(n= 15)	1.28 - 1.50 mmol/l
LANGELIER et al.	:	(n= 12)	0.27 - 0.37 mmol/l

2.2.4 AST (GOT), ALT (GPT) und G-GT

Diese drei Blutbestandteile gehören in die Gruppe der Plasmaenzyme, wobei Enzyme als katalytisch wirksame Proteine (Biokatalysatoren) definiert sind (ZECH, DOMAGK, 1980). Sie beschleunigen die Gleichgewichtseinstellung von chemischen Reaktionen, werden dabei aber selbst nicht verbraucht, sondern verlassen den Reaktionsprozeß unverändert. Die Art, Richtung und Intensität des Stoffwechsels aller lebenden Organismen wird von ihnen bestimmt.

Zu ihrer Aktivitätsentfaltung benötigen bestimmte Enzyme zusätzlich niedermolekulare Stoffe, die sogenannten Coenzyme, die im Gegensatz zu den Enzymproteinen (hitze-labil) in die Stoffklasse der Nukleotide (hitze-stabil) gehören.

Die Enzymkommission (E.C.) der Internationalen Biochemischen Vereinigung (IBU) führte 1961 eine verbindliche Nomenklatur und Systematik in die verwir-

rende Vielzahl (1984, ca.2500) von Enzymen ein. So werden 6 Enzymklassen, je nach Typisierung der von ihnen katalysierten Reaktion unterteilt, wobei jedes Enzym durch eine E.C. Nr. (4 Stellen) genau charakterisiert ist.

Die untersuchten Enzyme gehören alle in die Klasse der Transferasen. Der zugrundeliegende Reaktionsmechanismus besteht in der Übertragung einer Molekülgruppe (Phosphat, Methyl, Äthyl; Amino und andere mehr) von einem Donator auf einen Akzeptor.

Da nicht so sehr die Menge des vorhandenen Enzyms interessiert, sondern mehr die aus ihr resultierende Wirksamkeit und Aktivität, gibt man sie in Enzymeinheiten wieder. Dabei ist eine Enzymeinheit (U) definiert als die Menge Enzym, die unter bestimmten Bedingungen 1 μ mol Substrat je Minute umsetzt. Die SI-Einheit lautet Katal (kat) und definiert die Aktivität, die 1 mol Substrat je 1 Sekunde unter Standardbedingungen umsetzt (1 kat = 60 000 000 U). Das Maß für die Reinheit eines Enzyms wird in der spezifischen Aktivität (U/mg Protein) ausgedrückt. In Lösungen wird die Enzymaktivität in U/l angegeben.

Die Enzymaktivitätsbestimmungen zeigen mehr als alle anderen Blutparameter eine deutliche Abhängigkeit von der angewandten Meßmethode. So nehmen die Substrat- und Wasserstoffionenkonzentrationen, sowie die Meßtemperatur einen deutlichen Einfluß auf die Ergebnisse. Die Deutsche Gesellschaft für Klinische Chemie erarbeitet optimierte Standardbedingungen für Enzyme. Für die Messung der GOT (EC 2.6.1.1) und GPT (EC 2.6.1.2) liegen solche "EMPFEHLUNGEN DER DEUTSCHEN

GESELLSCHAFT FÜR KLINISCHE CHEMIE" (1970, 1972) vor. Die optimalen Reaktionsbedingungen (25°C, 340 nm, pH von 7.4, Konzentrationsangaben der Substrate, Puffer, Cofaktoren) werden dort genau definiert. Inwieweit diese Bedingungen den Gegebenheiten des Vogelblutes entsprechen, ist nicht geklärt.

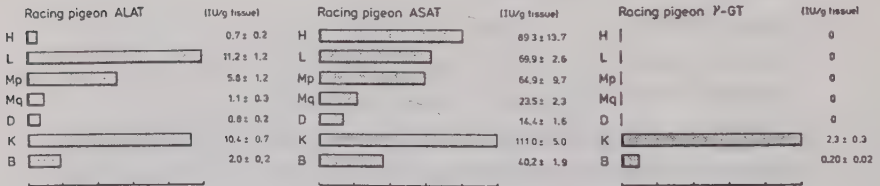
Die Aktivität der γ -Glutamyl-Transferase EC 2.3.2.2 (Transpeptidase) kann chromatographisch, manometrisch oder besser photometrisch gemessen werden (BERGMEYER, 1970). Eine einfache und neue Methode beschreiben PERSIJN und VAN DER SLIK (1976), die auf Hydrolyse des Substrates L- γ -Glutamyl-3-carboxy-4-nitranilid beruht, wobei die Freisetzung von 3-Carboxy-4-nitroanilin kontinuierlich bei 405 nm gemessen wird.

Die im Blutgefäßsystem zirkulierenden Enzyme haben offensichtlich bis auf wenige Ausnahmen, die im Zusammenhang mit der Blutgerinnung stehen, keine weiteren Funktionen. Ihre Halbwertszeiten betragen bei der Taube, je nach Herkunft aus Leber oder Muskel, ca. 4 - 13 Stunden (LUMEIJ, 1987). Die Anwesenheit der Enzyme im Plasma beruht alleine auf dem Austritt aus Gewebs- oder Blutzellen. Als Ursachen kommen hierfür eine gesteigerte Synthese, Defekte an der Zellmembran, Zellnekrosen und Störungen des Sekretabflusses bzw. -abbaus in Frage. Bei Schädigung eines Organsystems treten somit verstärkt Enzyme in den Blutkreislauf, wobei das Konzentrationsgefälle zwischen Zelle und Plasma, die Molekülgröße und die intrazelluläre Lage des Enzyms ausschlaggebend daran beteiligt sind (MEHNER und HARTFIEL 1983).

Über die relative Verteilung der untersuchten Enzyme

in den einzelnen Organen bei Brieftauben berichtet LUMEIJ (1987). Dabei zeigt die Aktivität der GOT (AST) ein eher organunspezifisches Verteilungsmuster, während GPT (ALT) und G-GT gewisse Organspezifitäten aufweisen. Folgende Darstellungen aus LUMEIJ, (1987) geben die gefundenen Enzymaktivitäten pro Gramm Gewebe wieder:

Relative distribution of various tissue enzymes in supernatants of pigeon tissue homogenates (mean $\pm$ SEM; I.U./g wet tissue; n=6).



(H=heart, L=liver, Mp=pectoral muscle, Mq=quadriceps femoris muscle, D=duodenum, K=kidney, B=brain).

GOT zählt zu den unspezifischen Enzymen des Energie-stoffwechsels, während GPT zu den organspezifischen Enzymen des Funktionsstoffwechsel gehört. Beide sind Aminotransferasen, die eine α -Aminogruppe auf eine α -Ketosäure übertragen und Pyridoxalphosphat als Coenzym benötigen. G-GT zählt zu den Acyltransferasen (MEHNER und HARTFIEL 1983; KARLSON 1980)

Im Organismus sind die Enzymaktivitäten physiologischen Schwankungen unterworfen, wobei hier vorwiegend Ergebnisse bei Tauben berücksichtigt werden.

Eine Abhängigkeit vom Geschlecht finden ERDÖS und FONTAINE (1978), sowie BARON (1980) bei der Ermittlung der Enzymaktivität der GOT (AST) im Serum und Plasma verschiedener Taubenrassen. Männliche Tiere weisen dabei eine höhere Aktivität auf. Rassebedingte Unterschiede können beide Autoren beobachten, wobei die Altersabhängigkeit unterschiedliche Ergebnisse zeigt. So weisen die Ergebnisse von ERDÖS und FONTAINE auf eine höhere Enzymaktivität bei Jungtieren hin, während BARON keine Abhängigkeit vom Alter feststellen kann.

Die Aktivität der GPT (ALT) liegt auf einem wesentlich niedrigeren Niveau, wobei die von ERDÖS und FONTAINE gefundenen Werte unter denen von BARON liegen. Eine Abhängigkeit der Blutspiegel von Alter, Rasse und Geschlecht läßt sich bei beiden Autoren nicht erkennen.

Untersuchungen über fütterungsbedingte Einflüsse auf die Aktivität der Enzyme, zeigen bei Hühnern nach rascher Futterumstellung keine Veränderungen der GOT und GPT Blutspiegel (GESSLER, 1965). Futterentzug bewirkt nach 4 Tagen einen deutlichen Anstieg der GOT-Aktivität, der nach anschließender ad libitum Fütterung innerhalb von 4 Tagen wieder auf die Ausgangswerte zurückkehrt.

Trinkwasserentzug zeigt keinen Einfluß auf die GOT-Aktivität bei Hühnern (ROLF, 1979), während nach Adrenalinapplikation ein deutlicher Anstieg der GOT zu verzeichnen ist.

Über die physiologischen Schwankungen der G-GT bei Vögeln, sowie deren beeinflussenden Faktoren liegen

keine Untersuchungen vor. Angaben zu ihrer Aktivität finden sich unter dem Aspekt der Diagnose von Leber-Gallenerkrankungen bei LUMEIJ (1987).

Nachfolgend eine Zusammenstellung der von einigen Autoren gemessenen Aktivitäten im Serum und Plasma von Tauben:

GLUTAMAT-OXALACETAT-TRANSAMINASE (G O T)

ASPARTAT-AMINOTRANSFERASE (A S T)

LUMEIJ	: (n=50)	40.0 - 85.0 U/l	30°C
		27.8 - 59.0 U/l *	25°C
BARON	: (n=41)	20.6 - 75.9 U/l	25°C
ERDÖS und FONTAINE:	(n=80)	14.4 - 51.6 U/l	25°C

GLUTAMAT-PYRUVAT-TRANSAMINASE (G P T)

ALANIN-AMINOTRANSFERASE (A L T)

LUMEIJ	: (n=50)	18.0 - 31.0 U/l	30°C
		12.5 - 24.5 U/l *	25°C
BARON	: (n=41)	13.5 - 28.2 U/l	25°C
ERDÖS und FONTAINE:	(n=80)	2.0 - 10.3 U/l	25°C

GAMMA-GLUTAMYL-TRANSFERASE (-TRANSPEPTIDASE) (G - G T)

LUMEIJ	: (n=56)	0 - 2.90 U/l	30°C
		0 - 2.15 U/l **	25°C

* Grober Umrechnungsfaktor: 1.44

** Grober Umrechnungsfaktor: 1.37

2.2.5 Hämoglobin und Hämatokrit

Die Bezeichnung Hämoglobin trifft auf eine Vielzahl von Blutpigmenten zu, die imstande sind, Sauerstoff reversibel zu binden (GRATZER und ALLISON, 1960). Das aviäre Hämoglobin besteht aus vier eisenhaltigen Häm-untereinheiten, die sich mit einer Proteinkomponente (Globin) zu einem Molekül Hämoglobin verbinden, dessen Molekulargewicht zwischen 61 000 und 73 000 liegt. Es besitzt die Eigenschaft, ohne Valenzänderung des Eisens molekularen Sauerstoff in Abhängigkeit vom Sauerstoffpartialdruck aufnehmen und abgeben zu können, dabei vermag ein Molekül Hämoglobin maximal vier Moleküle Sauerstoff reversibel zu binden. Während der Aufbau des Häm bei den Säugern und Vögeln identisch ist, variiert der Proteinanteil zwischen den einzelnen Tierspezies, sowie zwischen den verschiedenen Rassen (SCHEUNERT und TRAUTMANN 1987). Der Globinanteil der Vögel enthält zwei Alpha- (HbA oder A, 70% und HbD oder D, 30%) und zwei Betapolypeptidketten, die in der Anzahl der Aminosäuren jeweils identisch sind, sich in der Sequenz aber unterscheiden (STURKIE, 1976). Hämoglobin wird während der Erythropoese in den Erythrozyten gebildet und nach deren Beseitigung durch Makrophagen zu Biliverdin abgebaut (MEHNER und HARTFIEL, 1983).

Der Hämatokrit (HK), ist definiert als Verhältnis von Erythrozytenvolumen zu Plasmavolumen (WIESNER und RIBBECK, 1983).

Durch Kombination dieser beiden Parameter läßt sich eine weitere Kenngröße ableiten. Die MCHC (Mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten, mean cor-

$$\text{puscular hemoglobin concentration) MCHC (gHb/dl Ery)} = \frac{\text{Hb (g/dl)} \cdot 100}{\text{Hct (\%)}}$$

dient als diagnostisches Hilfsmittel bei anämischen Zuständen und informiert über die Kapazität des Knochenmarkes, Erythrozyten von normaler Größe, Stoffwechselfähigkeit und Hämoglobingehalt zu produzieren. WELLS und HORN (1965); PILASKI (1972) sowie SMITH und LICENCE (1977) überprüfen eine Reihe unterschiedlicher Methoden der quantitativen Hämoglobinerfassung. Dabei zeigen sich die gasometrischen und chemischen Verfahren wegen des apparativen Aufwandes und des relativ großen Probevolumens für Vögel weniger geeignet. Die colorimetrische Erfassung mittels Absorption der unterschiedlichen Derivate des Blutfarbstoffes (Oxyhämoglobin, Hämoglobin, saures und alkalisches Hämatin, Hämoglobinzyanid u.a.m.) weisen bessere Voraussetzungen auf, wobei die Autoren die Cyanmethyhlämoglobinmethode als sehr zuverlässig und brauchbar für Vogelblut erachten. Das Analyseverfahren, in Anlehnung an VAN KAMPEN und ZIJLSTRA (1961), beruht auf dem Reaktionsprinzip, daß die im Blut vorhandenen Hämoglobinverbindungen durch Kaliumcyanid und Kaliumcyanoferrat-(III) in Hämiglobincyanid überführt werden, dessen Farbintensität bei 546 nm gemessen wird. Die Bestimmung des Hämatokrits kann durch Makro- oder Mikromethode erfolgen. Dabei erweist sich die Makromethode nach WINTROBE (1933), die zwar eine exakte Ablesung, sowie eine Kombinationsmöglichkeit mit der Blutsenkung ermöglicht, wegen des umfangreichen Probematerials (0.5 - 1 ml) und der Reinigung der Instrumente, dem Mikroverfahren gegenüber unterlegen. Bei Vergleich der Ergebnisse beider Methoden,

zeigt das Mikroverfahren höhere Werte, was durch ein erschwertes Absinken der Zellen in dem geringen Lumen der Mikrohämatokritröhrchen erklärt wird (DIESEM et al., 1958). Bei beiden Verfahren erkennt man nach Zentrifugation der ungerinnbar gemachten Blutprobe 3 Zonen: Die Erythrozytensäule, die den Hämatokrit im engeren Sinne darstellt, eine als Buffy-coat (BC) bezeichnete weiße Zellschicht (Thrombozyten, Leukozyten, unreife Erythrozyten) und die Plasmasäule (NIEPAGE, 1961). Die konventionelle Einheit in Prozent wird in SI-Einheit in l Blutkörperchen / l Vollblut ausgedrückt (Umrechnungsfaktor: 0.01). Dabei wird das Ergebnis von dem verwandten Antikoagulans, der Zentrifugalkraft und -dauer beeinflusst, wobei ein als "trapped-plasma" bezeichneter Plasmaanteil (ca. 2.1 - 2.9%) innerhalb der Erythrozytensäule beobachtet wird (COHEN, 1967; SCHELLNER, 1969).

Alle Faktoren, die die Erythropoese beeinflussen nehmen auch Einfluß auf die Hämoglobinkonzentration und den Hämatokrit (STURKIE, 1976).

So spiegelt sich auch der vorhandene Geschlechtsdimorphismus der Erythrozytenzahl in der Hämoglobinkonzentration und dem Hämatokrit wieder (RIDDLE und BRAUCHER, 1934). Hormonelle Einflüsse werden für diesen Unterschied verantwortlich gemacht. Dabei wird dem Androgen ein steigernder Einfluß auf die Erythrozytenzahl zugesprochen, während Oestrogen, durch Unterdrückung der Erythropoese, sich in einer Verminderung der roten Blutkörperchen bemerkbar zu machen scheint (STURKIE, 1976).

RIDDLE und BRAUCHER (1934) stellen bei Tauben im Win-

ter 3.2% höhere Hämoglobinkonzentrationen fest, verglichen mit den Ergebnissen im Sommer, wobei sich ein Einfluß der Altersunterschiede kaum bemerkbar macht. In einer vergleichenden Untersuchung von Blutparametern bei Wassergeflügel und Nicht-Wassergeflügel finden BOND und GILBERT (1958) im allgemeinen einen höheren Hämoglobingehalt bei den im Wasser lebenden Arten, jedoch sind die höchsten durchschnittlichen Konzentrationen bei Tauben zu beobachten. Für den Hämatokrit zeigen sich keine solchen Unterschiede. BALASCH et al. (1973) beobachten bei ihren Untersuchungen geringgradig höhere Hämoglobinkonzentrationen bei "Fliegenden Vögeln" als bei "Tauchenden" Arten, wobei eine gewisse Abhängigkeit von der Größe des Vogels dahingehend zu bestehen scheint, daß kleinere Arten höhere Hämoglobinwerte aufweisen. Auch hier zeigen Tauben die höchsten Werte in Hämoglobin, Hämatokrit und Erythrozytenzahl.

Futter- und/oder Wasserentzug über 3 Tage bei Haushühnern führt zu einer Hämokonzentration (BIERER et al., 1964; WELS, 1966).

Berücksichtigt werden muß der Einfluß der Höhenlage auf die Erythropoese. So steigt der Hämoglobin- und Hämatokritgehalt in Hühner- und Wachtelblut bei längerem Aufenthalt in großer Höhenlage und normalisiert sich wieder bei der Rückkehr zu Meereshöhenniveau (STURKIE, 1976).

Bei mehrmaliger Blutentnahme an einem Tag sinkt der Hämatokrit (STURKIE und NEWMAN, 1951), während die tägliche Entnahme von 2-3 ml über einen Zeitraum von mehreren Tagen keinen merklichen Einfluß auf den Hä-

matokrit ausübt (BELL et al., 1964). KOVACH et al. (1969) finden in einer Studie über die Mortalitätsrate bei stündlichem Blutentzug von einem Prozent des Körpergewichtes bei Tauben die ausgeprägteste Toleranz gegenüber starken Blutverlusten.

Nachfolgend sind einige Hämoglobingehalte und Hämatokritwerte von Taubenblut aufgeführt.

HÄMOGLOBIN

BALASCH et al.	:	(n= 9)	16.50 $\pm$ 1.60	mg/l
BOND und GILBERT	:	(n= 6)	19.40 $\pm$ 0.30	mg/l
RIDDLE und BRAUCHER:		(n=344)	14.05 - 16.80	mg/l
GYLSTORFF und GRIMM:			13.90 - 16.50	mg/l

HÄMATOKRIT

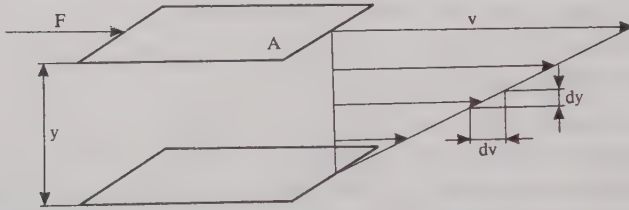
BOND und GILBERT	:	(n= 6)	52.0 $\pm$ 1.0	%
BALASCH et al.	:	(n= 9)	50.2 $\pm$ 3.1	%
GYLSTORFF und GRIMM:			50 - 57	%

2.3 Blutviskosität

Bei Blut handelt es sich um eine Suspension, d.h. eine Aufschwemmung verschiedener Zellen im Blutplasma, deren Materialeigenschaften als viskoelastisch zu bezeichnen sind.

Eine einwirkende Kraft (τ , Schubspannung) veranlaßt Flüssigkeitsschichten bei laminarem Fluß sich relativ zueinander zu bewegen. Der Quotient aus der Geschwin-

digkeitsdifferenz (dv) und dem Abstand der Schichten (dy) wird Schergeschwindigkeit (D) genannt $D = \frac{dv}{dy} \cdot \left(\frac{m}{s} : m\right) = s^{-1}$. Folgende Abbildung nach ERNST veranschaulicht die im Text erläuterten Ableitungen:



Schematische Darstellung zum Fließen zweier Flüssigkeitsschichten bei laminarem Fluß relativ zueinander. Ableitung von τ und D siehe Text.

Für Newton'sche Flüssigkeiten gilt die Beziehung, daß die Deformations-verursachende Kraft (τ) proportional zur resultierenden Schergeschwindigkeit (D) ist, $\tau = D\eta$. Proportionalitätsfaktor ist die Viskosität (η), woraus sich nach Umformung für η ergibt: $\eta = \frac{\tau}{D}$.

Für Newton'sche Flüssigkeiten bedeutet dies, daß sie bei konstantem Druck und Temperatur konstante Viskositäten aufweisen.

Für Blut, das auch elastische Komponenten besitzt, stellt die Viskosität eine von der Schubspannung abhängige Größe dar, d.h. das Blut besitzt eine veränderliche Viskosität $\eta = f(\tau)$.

Sie wird von einer Reihe unterschiedlicher Faktoren beeinflusst. So wirken der Hämatokrit, die Temperatur, die Plasmaviskosität, die Erythrozytenflexibilität,

sowie die Erythrozytenaggregation maßgeblich auf die Blutviskosität ein (ERNST, 1985; ALLGÄUER, 1981).

Die oben ausgeführten Verhältnisse charakterisieren die dynamische Viskosität (SI-Einheit: Pa s, (Pascal-sekunde); ältere Einheit Poise, = 10^{-1} Pa s).

Die in der Literatur häufig anzutreffende relative Viskosität gibt ein Viskositätsverhältnis zweier Lösungen wieder. Die Größe ist dimensionslos.

Die kinematische Viskosität bezieht die dynamische Viskosität auf die Dichte des Stoffsystems und wird in m^2s^{-1} angegeben (früher Stokes= $10^{-4}\text{m}^2\text{s}^{-1}$).

Zur Quantifizierung der Viskosität von Fluiden existieren drei unterschiedliche Meßverfahren. Das älteste, gängigste und im Laufe der Entwicklung mehrfach modifizierte Verfahren stellt das Kapillarviskosimeter dar. Daneben werden das Kugelfallviskosimeter und das Rotationsviskosimeter für die Blutviskositätsbestimmung verwendet.

Für Kapillar- und Kugelfallviskosimeter erweist sich die Verwendung von Nicht-Newton'schen-Fluiden als problematisch, da die auf die Flüssigkeit einwirkende Schergeschwindigkeit von den einzelnen Viskosimetern, (durch den Kapillardurchmesser und deren Länge, dem Druck, dem Kugelradius etc.) geprägt wird. Da die so gewonnenen Ergebnisse eine scheinbare Viskosität beschreiben (HARKNESS, 1963), sind sie ohne Angaben der einwirkenden Schergeschwindigkeiten nicht mit anderen vergleichbar. Desweiteren ist die Aussagekraft über die Viskosität einer Nicht-Newton'schen-Flüssigkeit, die wie oben erläutert, sich mit unterschiedlicher Schubspannung verändert, bei Vorliegen eines einzel-

nen Wertes schwer interpretierbar (WELLS et al., 1961). Durch den Einsatz von Rotationsviskosimetern können unterschiedliche Schergeschwindigkeiten erzeugt werden, die ein komplexes Bild über die Viskosität erzeugen.

Erste Berichte über Schwankungen der Blut- und Plasmaviskosität bei Veränderung des Kapillardurchmessers, der Temperatur, sowie der Erythrozytenanzahl finden sich bei DENNING und WATSON (1906), FAHRAEUS und LINDQVIST (1931). Einen Zusammenhang zwischen Hämatokrit und der relativen Blut- und Plasmaviskosität bei Verwendung eines Kapillarviskosimeters und Erythrozyten von Mensch, Hund, Katze und Schaf zeigt TREVAN (1918), wobei keine speziesbedingte Unterschiede auftreten. STRUMIA und PHILLIPS (1963) stellen eine Beeinflussung der relativen Viskosität durch das mittlere Erythrozytenvolumen, sowie durch deren Größe fest. Über die Auswirkungen der Erythrozytenform von Kamel, Lama (oval), Ziege, Schaf, Hund und Mensch auf die Viskosität berichten STONE et al. (1968). Dabei scheint die ovale Form der roten Blutkörperchen, keinen deutlichen Effekt auf die Viskosität zu haben. In ihren Arbeiten über das Fließverhalten kernhaltiger und kernloser Erythrozyten in der Kapillarströmung verwenden WILL (1981) und SCHMIDT (1984) Suspensionen von Erythrozyten des Menschen und der Pekingente (*anas platyrhynchos*). Dabei untersucht WILL (1981) vorzugsweise strömungsmechanische Größen bei unterschiedlichen Kapillardurchmessern und Hämatokritwerten. In den Ergebnissen werden auch für die kernhaltigen Entenerythrozyten die wesentlichen

Größen der Kapillarrheologie (Fahraeus-effekt, Fahraeus-Lindqvist-effekt, "screening-effekt") nachgewiesen, wobei quantitative Unterschiede festgestellt werden. Die Vermutung über eine herabgesetzte Deformierbarkeit der kernhaltigen Erythrozyten wird geäußert. Diese Vermutung wird in der Arbeit von SCHMIDT (1984) bestätigt, die das Strömungsverhalten der beiden Erythrozytentypen in Kapillaren genau analysiert. USAMI et al., (1970) kommen zu ähnlichen Schlußfolgerungen für Truthahnblut.

Eine wichtige Determinante der Blutviskosität ist die Plasmaviskosität. Sie wird neben der Temperatur maßgeblich von der Konzentration der gelösten Proteine, sowie deren Molekülgröße und -form beeinflusst. Dabei nimmt die Form einen stärkeren Einfluß auf die Viskosität. Fibrinogen (groß und langgestreckt) und IgM (sehr groß und kugelig) sind unter physiologischen Gegebenheiten viskositätsbestimmend im Plasma. Bei geringen Proteinmengen zeigt die Funktion, Viskosität zur Konzentration, ein quasi lineares Verhältnis, das bei höheren Proteinkonzentrationen exponentiell wird. Dadurch spricht man bei Plasma von einer annähernd Newton'schen Flüssigkeit (ERNST, 1985).

Die in der Literatur zu findenden Angaben beziehen sich vorwiegend auf die relative Viskosität (H_2O). So weisen männliche Tiere, bedingt durch den höheren Zellgehalt im Blut, eine entsprechende höhere Blutviskosität auf. Umgekehrte Verhältnisse finden sich bei der Plasmaviskosität in weiblichen Tieren, die auf den Einfluß der Oestrogene zurückzuführen sind. Zahlreiche Autoren berichten über eine im Vergleich

zu den Säugern festgestellten, deutlich höheren Viskosität des Blutes und des Plasmas bei Vögeln. Diese Ergebnisse basieren auf kapillarviskosimetrischen Messungen (STURKIE, 1976).

3.0 EIGENE UNTERSUCHUNGEN

3.1 Versuchsplan

Ziel vorliegender Arbeit ist es, bei Tauben die physiologischen Schwankungen einiger Blutparameter mittels des von der Firma Boehringer Mannheim entwickelten Reflotron^R-Systems zu erarbeiten.

3.1.1 Präzisionsstudie

Im Rahmen einer Präzisionsstudie wurde die Reproduzierbarkeit der gefundenen Meßwerte kontrolliert. Durch Bestimmungen in der Serie (n=10) und von Tag zu Tag (10 Tage) wurden die mit dem Reflotron^R erhaltenen Werte einer einfachen Varianzanalyse unterzogen.

3.1.2 Methodenvergleich

Als wichtigstes Kriterium zur Beurteilung des Reflotron^R galt es, die gefundenen Werte mit Werten, die durch laborübliche Routinemethoden erlangt werden, zu vergleichen. Als Bezugsmethoden wurden den Reaktionen der Teststreifen des Reflotron^R-Systems vergleichbare Standard-Naßtests der Firma Boehringer Mannheim gewählt. Durch die unterschiedliche Absorption der gebildeten Reaktionsprodukte, wurde die Konzentration quantitativ auf einem Spektralphotometer ermittelt.

Im Rahmen eines Vorversuches wurde mittels des

Schweizer Saccharosetestes (WALTER, 1980; SCHWEIZER-
ISCHWES LEBENSMITTELBUCH, 1981) die Prüfung der La-
borausrüstung für enzymatische Bestimmungen vorgenom-
men. Die Präzisions- und Richtigkeitsbestimmungen zur
Ausschaltung systematischer Fehler bezogen sich auf
die in der Bezugsmethode benutzten Kunststoffküvetten
(Müller-ratiolab), Kolbenhubpipetten (Socorex) und
das Spektralphotometer SP6 der Firma Philips.

3.2. Material und Methode

3.2.1 Untersuchte Tiere

Es standen 25 männliche und 25 weibliche, klinisch
gesunde, adulte Stadtauben zur Verfügung. Das durch-
schnittliche Gewicht der weiblichen Tauben betrug
355 g + 32.6 g, das der Männlichen 399 g + 37.3 g.
Alle Tauben wurden vor Versuchsbeginn gegen Paramyx-
virus-Infektion (A/PMV-1) durch eine Ölemulsionsvak-
zine mit inaktiviertem homologen Virus schutzgeimpft.
Tiere mit Trichomonadenbefall wurden mit Spatrix^R
(1 Tablette pro Tier) behandelt. Tauben mit Darmpa-
rasiten wurden einer Behandlung mit Sulfadimidin^R und
L-Spartakon^R unterzogen. Eine Ausscheidung von Sal-
monellen wurde bei allen Tauben ausgeschlossen. In
regelmäßigen Abständen erfolgten Kontrolluntersuchun-
gen.

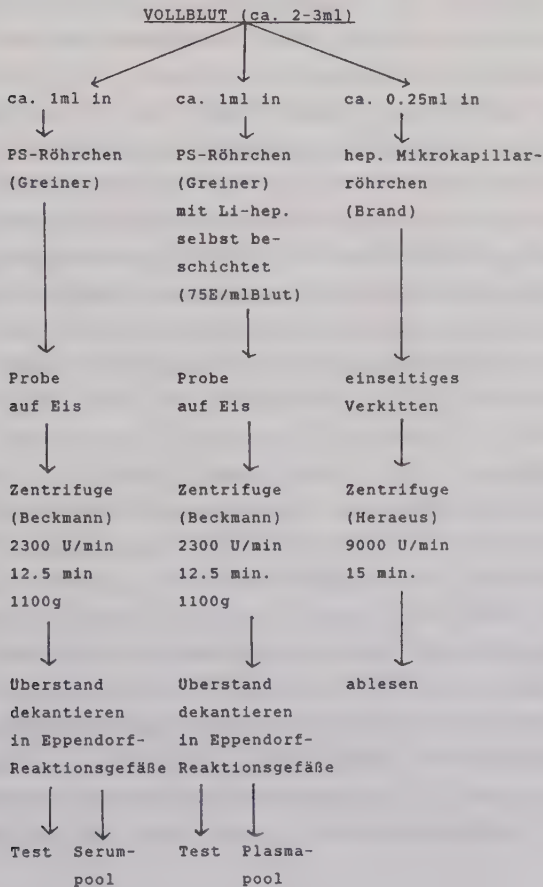
3.2.2 Blutentnahmetechnik

Die Blutentnahme erfolgte unter sterilen Kautelen aus

der Vena cutanea ulnaris mit einer sterilen Einmalspritze (2ml) und einer sterilen Kanüle (Nr.12).

3.2.3 Weiterbehandlung der Blutproben

Mit den Blutproben wurde wie folgt verfahren:



3.3 Gerätebeschreibung Reflotron

Das System besteht aus einem Reflexionsphotometer, welches mit Mikroprozessortechnik ausgerüstet ist. Dies gewährleistet einen selbstständigen Reaktionsablauf und Meßvorgang, sowie eine darauf folgende Ergebnisberechnung und die Selbstkalibration des optischen Systems. Die Ergebnisanzeige erfolgt digital und ein eventuell auftretender Gerätedefekt wird vom Gerät selbst lokalisiert und angezeigt.

Für jeden Enzym- bzw. Substrattest ist ein spezieller Reagenzträger entwickelt worden. Sie enthalten die für die jeweilige Reaktion erforderlichen Reagenzien. Das System arbeitet auf trockenchemischer Basis. Ein Magnetcode, der sich auf der Rückseite der Teststreifen befindet, enthält die chargenspezifischen Informationen, die zur Durchführung des Testes und zur Kalibration des Gerätes erforderlich sind. Er steuert über Mikroprozessoren den Testablauf. Eine Probenvorbehandlung ist nicht erforderlich, da sich auf den Reagenzträgern ein Plasmaseparationsfeld befindet, bestehend aus Glasfaser- und Papierschichten, sodaß Plasma selbsttätig gewonnen werden kann. Dieses Plasma gelangt über ein Transportvlies zu einem Plasmareservoir. Dort wird nach einer durch den Magnetcode vorgegebenen Zeit das Reaktionsfeld, welches aus verschiedenen mit den jeweils nötigen Reagenzien behafteten Papierschichten besteht, in das Plasmareservoir gedrückt. Damit beginnt die Reaktion. Nach ca. 3 min. wird die Intensität des gebildeten Farbstoffes reflektometrisch gemessen, das Ergebnis

automatisch berechnet und angezeigt.

Bei fast allen Teststreifen beruht das Prinzip der Reaktion darauf, daß eine Ausgangsreaktion an eine Folgereaktion gekoppelt wird, bei der H_2O_2 anfällt. Dieses wiederum reagiert mit einem Indikator mittels einer Peroxidase zu einem Farbstoff, der reflektometrisch gemessen wird.

Zur Testdurchführung werden ca. $30\mu l$ Vollblut, Serum oder Plasma auf den Reaktionsträger pipettiert, der Teststreifen innerhalb von 15 sec. in das Gerät eingeschoben und in max. 3 Min. wird das Ergebnis digital angezeigt (BOEHRINGER MANNHEIM, 1985; DIAGNOSTICA DIALOG, 1986).

Als Antikoagulans wird vom Hersteller Lithiumheparinat empfohlen. Zur Zeit der Geräteprüfung befanden sich folgende Parameter auf dem Markt: Glukose, Cholesterin, Triglyceride, Harnstoff, Harnsäure, Hämoglobin, GOT, GPT und G-GT; hinzugekommen sind im Dezember 87 Bilirubin und Amylase.

3.4 Untersuchungsmethode

3.4.1 Präzision in der Serie

Für die Präzisionsprüfung in der Serie kam ein heparinisierten Plasmapool zum Einsatz (2.5ml). Pro Parameter wurden unter Verwendung der Reflotron^R-Pipette zehn Bestimmungen in der Serie durchgeführt. Unter demselben Bestimmungsmodus wurde parallel dazu ein Serumpool und EDTA-Blut in einer 1:1 Verdünnung mit 0.9% NaCl-Lösung getestet.

3.4.2 Präzision von Tag zu Tag

Für die Bestimmungen der Präzision von Tag zu Tag wurde ein Serumpool von 5 ml gewonnen, der in zehn Fraktionen von je 0.5 ml portioniert und eingefroren wurde. Gleichzeitig erfolgte eine Präzisionsbestimmung unter gleichen Bedingungen mit einer Standardlösung (Precinorm UR, Boehringer Mannheim), um die Aussagekraft über die auftretenden Schwankungen durch diese Lagerung zu untermauern.

Da für die Hämoglobinbestimmung die Vollblutprobe nicht entsprechend gelagert werden kann, kam ein Kontrollserum (Precinorm HB^R, Boehringer Mannheim) zur Verwendung. Es wurde mit 2 ml aqua bidest. gelöst und in zehn Portionen von je 0.2 ml aufgeteilt und eingefroren. An zehn aufeinanderfolgenden Tagen wurde je eine Probe Serum, Standard und Kontrollserum aufgetaut und für die Messungen der zu testenden Parameter in Doppelbestimmung verwendet. Somit wurde pro Tag mit der jeweils aufgetauten Probe für jeden Parameter eine Doppelbestimmung durchgeführt.

3.4.3 Methodenvergleich "Naßchemie" - Reflotron^R

Bei der Durchführung der Bestimmungen der einzelnen Blutparameter im Methodenvergleich kamen zusätzlich folgende Faktoren zur Berücksichtigung:

1. Geschlecht
2. Futter
3. Tageszeit

Zu 1: Da Tauben äußerlich nur einen vagen Ge-

schlechtsdimorphismus zeigen, wurden sie zur Sicherheit der äußerlich wahrnehmbaren Verhaltensunterschiede (Balzgebaren) unter Narkose (30 - 40 mg Ketaminhydrochlorid 5% /kg KGW) endoskopierte. Die so gefundenen 25 weiblichen Tauben wurden einzeln in Ausstellungskäfigen (40cm x 40cm x 40cm) in einem geschlossenen Stall gehalten. Nach gleichem Aufstallungsprinzip waren die 25 männlichen Tiere in einer überdachten Außenvoliere untergebracht. Natürliche Lichtverhältnisse waren in beiden Ställen gegeben, sodaß die Tauben dem ortsüblichen Tag- und Nachtrhythmus ausgesetzt waren.

Zu 2: Um den Einfluß der Fütterung auf die zu untersuchenden Blutparameter herauszuarbeiten, wurde jeweils bei den männlichen und weiblichen Tieren eine Gruppe von zehn Vögeln gebildet, die nur einmal täglich eine Futtermenge (ca. 30g, Zusammensetzung siehe unten) für 2-3 Stunden (9Uhr bis 12 Uhr) vorgesetzt bekamen. Die Kontrollgruppen von ebenfalls zehn Tieren hatten ständigen Zugang zum Futter. Wasser wurde allen Tieren ad libitum angeboten. Die verbleibenden 5 Tauben je Geschlecht wurden für die Viskositätsbestimmungen herangezogen. Wasser und Futter stand ihnen zur freien Verfügung.

Zusammensetzung des Taubenkörnerfutters

(Natural Standard, Gebr. de Scheemaeker, Belgien)

35% Gelbmais	13% Gerste
20% Weizen	5% Bohnen
12% Erbsen	3% Hirse
13% Milokorn	

Grit: Natural Grit

(Natural Standard, Gebr. de Scheemaeker, Belgien)

Zu 3: Um die circadianen Schwankungen der einzelnen Blutparameter zu berücksichtigen, wurde jeweils um 7 Uhr, 12 Uhr, 17 Uhr und 21 Uhr von jedem Individuum ca. 2-3 ml Blut entnommen.

Die Bestimmungen im Methodenvergleich erfolgten mit Plasma und Serum, sodaß 320 Proben pro Parameter auf einem Meßsystem durchgetestet wurden. Für die Hämoglobinbestimmungen wurde Vollblut eingestetzt. Mit einem Kontrollserum (Precinorm UR, Precinorm HBR, Boehringer Mannheim) wurde in regelmäßigen Abständen die Arbeitsmethode überprüft. Die Enzymaktivitätsbestimmungen (GOT,AST; GPT,ALT; G-GT) wurden auf einem Spektrallinien-Photometer der Firma Eppendorf (1101M) durchgeführt.

Aus zeit- und arbeitstechnischen Gründen wurden die Proben folgendermaßen aufgearbeitet. In einem ersten Durchlauf der Blutentnahmen, der sich über einen Zeitraum von Mitte August bis Ende September erstreckte, wurde der Parameter Triglyceride naß- und trockenchemisch bestimmt. Die ebenfalls durchgeführten Harnstoffbestimmungen erfolgten nur mit der naßchemischen Methode, da sich die physiologischen Werte bei Tauben unterhalb des Meßbereiches des Reflotron[®]-systemes befinden. Serum und Plasma wurden innerhalb von 24 Stunden aufgearbeitet und die verbliebene Probenmenge bei -20°C tiefgefroren. Die Abstände der einzelnen Blutentnahmen an ein und demselben Tier betrugen mindestens 1 Woche.

Für die Bestimmungen von Cholesterin und Harnsäure, die von Anfang Oktober bis Mitte November dauerten, kamen die eingefrorenen Seren und Plasmen zur Verwendung. Es wurde mit beiden Meßmethoden gearbeitet. Als Kontrolle für eventuell stattgefundene Substratverluste wurde pro Tageszeit von 10 Tauben frisch entnommenes Probematerial verarbeitet. Die Proben wurden innerhalb von 24 Stunden verbraucht.

Ein zweiter Durchlauf der Blutentnahmen erstreckte sich von Ende November bis Anfang Januar. Dabei wurden die Parameter Glucose, GOT, GPT auf beiden Meßsystemen bestimmt. Hämoglobin konnte wegen der unzureichenden Fließkraft von Vollblut und Vollblutverdünnungen auf den Teststreifen nur mit der Bezugsmethode gemessen werden. Die physiologischen Aktivitäten der G-GT bei der Taube liegen unterhalb des Meßbereiches des Reflotrons, sodaß auch hier Bestimmungen nur mit der Bezugsmethode stattfanden. Die Proben wurden innerhalb eines Tages verwertet.

3.5 Bestimmungen der einzelnen Blutparameter im Methodenvergleich

3.5.1 Glucose

3.5.1.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Glucose + O₂ ---GOD---> δ-D-Gluconolacton + H₂O₂

H₂O₂ + Indikator ---POD---> Farbstoff + H₂O

(KOLLER et al., 1984)

Meßbereich: 10.0-600 mg/dl bzw.

0.56-33.3 mmol/l

Wellenlänge: 624 nm

3.5.1.2 Bezugsmethode GOD-Perid^R

Methode: Glucose-Oxidase und Peroxidase

(WERNER et al., 1970)

Testprinzip:

Probenmaterial enteiweißen!

Glucose + O₂ + H₂O ---GOD---> Gluconat + H₂O₂

H₂O₂ + ABTS^R ---POD---> Farbstoff + H₂O

Verdünnungsgrenze: 500 mg/dl bzw. 27.8 mmol/l

Wellenlänge: 610 nm,

Halbmikro-Technik

3.5.2 Harnsäure

3.5.2.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Harnsäure + O₂ + H₂O ---Uricase---> Allantoin + H₂O₂
+ CO₂

H₂O₂ + Indikator ---POD---> Farbstoff + H₂O

(MERDES et al., 1985)

Meßbereich: 2,0-20,0 mg/dl

120-1190 µmol/l

Wellenlänge: 624 nm

3.5.2.2 Bezugsmethode Urica-quant^R

Methode: Uricase/Katalase/Farbreaktion (KAGEYAMA, 1971)

Testprinzip:

Harnsäure + 2 H₂O + O₂ ---Uricase---> Allantoin + H₂O₂
+ CO₂

H₂O₂ + CH₃OH ---Katalase---> HCHO + 2 H₂O

HCHO + 2 Acetylaceton + NH₃ -----> 3,5-Diacetyl-
1,4-dihydrolutidin + 3 H₂O

Wellenlänge: 410 nm

Halbmikro-Technik

3.5.3 Cholesterin

3.5.3.1 Reflotron[®]

Testprinzip:

Cholesterinester + H₂O ---CHOL-ESTERASE---> Cholesterin
+ RCOOH

Cholesterin + O₂ ---CHOL-OXIDASE---> Cholestenon + H₂O₂

H₂O₂ + Indikator ---POD---> Farbstoff + H₂O

(RITTERSDORF et al., 1984)

Meßbereich: 80,0-500 mg/dl bzw.

2,07-12,9 mmol/l

Wellenlänge: 624 nm

3.5.3.2 Bezugsmethode CHOD-PAP[®]

Methode: CHOD-PAP (STÄHLER et al., 1977)

Testprinzip:

Cholesterinester + H₂O ---CHOL-ESTERASE---> Cholesterin
+ RCOOH

Cholesterin + O₂ ---CHOL-OXIDASE---> Cholestenon + H₂O₂
2 H₂O₂ + 4-Aminophenazon + Phenol --- POD ---> 4-(p-Benzochinon-monoimino)-phenazon + 4 H₂O

Verdünnungsgrenze: 1000 mg/dl bzw. 25,9 mmol/l

Wellenlänge: 500 nm

Halbmikro-Technik

3.5.4 Triglyceride

3.5.4.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Triglyceride + 3 H₂O ---ESTERASE---> Glycerin + 3 RCOOH
Glycerin + ATP ---GLYCERIN-KINASE---> Glycerin-3-phosphat
+ ADP

Glycerin-3-phosphat + O₂ ---GLYCERINPHOSPHAT-OXIDASE--->
Dihydroxyacetonphosphat + H₂O₂

H₂O₂ + Indikator ---POD---> Farbstoff + H₂O

(CARSTENSEN et al., 1985)

Meßbereich: 70,0-600 mg/dl bzw.

0,80-6,86 mmol/l

Wellenlänge: 624 nm

3.5.4.2 Bezugsmethode Trigl. vollenzymatisch

Neutralfett^R

Methode: Enzymatische Triglycerid-Bestimmung nach
enzymat. Spaltung (BERGMEYER, 1970)

Testprinzip:

Triglyceride + 3 H₂O ---LIPASE---> Glycerin + 3 RCOOH
Glycerin + ATP ---GK---> Glycerin-3-phosphat + ADP

ADP + PEP ---PK----> Pyruvat + ATP

Pyruvat + NADH + H⁺ ---LDH---> Lactat + NAD⁺

Verdünnungsgrenze: ca. 700mg/dl

Wellenlänge: 340 nm

Halbmikro-Technik

3.5.5 AST (GOT)

3.5.5.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Ketoglutarat + Alaninsulfinat ---GOT---> Glutamat +
Pyruvat + SO₃²⁻

Pyruvat + PO₄³⁻ + O₂ + H₂O ---PyOD---> Acetylphosphat
+ H₂O₂ + CO₂

Indikator + H₂O₂ ---POD---> blauer Farbstoff + H₂O

Endogenes Pyruvat wird in einer Vorreaktion eliminiert.

(DENEKE et al., 1985)

Meßbereich: 5,00-ca.1500 U/l (37°C)

3,25-975 U/l (30°C)

2,25-675 U/l (25°C)

Wellenlänge: 567 nm

3.5.5.2 Bezugsmethode monotest GOT opt.^R

Methode: "Optimierte Standard-Methode" (EMPFEHLUNGEN
DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR KLINISCHE CHEMIE, 1972)

Testprinzip:

α-Ketoglutarat + L-Aspartat <---GOT---> L-Glutamat +
Oxalacetat

Oxalacetat + NADH + H⁺ <---MDH---> L-Malat + NAD⁺

Verdünnungsgrenze: Hg 365 nm $\Delta E/\text{min} = 0,080$

Wellenlänge: Hg 365 nm

Mikroliter-Technik

3.5.6 ALT (GPT)

3.5.6.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Ketoglutarat + Alanin ---GPT---> Glutamat + Pyruvat

Pyruvat + PO_4^{3-} + O_2 + H_2O ---PyOD---> Acetylphosphat
+ H_2O_2 + CO_2

Indikator + H_2O_2 ---POD---> blauer Farbstoff + H_2O

Endogenes Pyruvat wird in einer Vorreaktion eliminiert.

(DENEKE und RITTERSDORF, 1984)

Meßbereich: 5,00-ca.2000 U/l (37°C)

3,80-ca.1520 U/l (30°C)

2,66-ca.1060 U/l (25°C)

Wellenlänge: 567 nm

3.5.6.2 Bezugsmethode monotest GPT opt.^R

Methode: "Optimierte Standard-Methode" (EMPFEHLUNGEN
DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR KLINISCHE CHEMIE, 1972)

Testprinzip:

α -Ketoglutarat + L-Alanin <---GPT---> L-Glutamat +
Pyruvat

Pyruvat + NADH + H^+ <---LDH---> Lactat + NAD⁺

Verdünnungsgrenze: Hg 365 nm $\Delta E/\text{min} = 0,080$

Wellenlänge: Hg 365 nm

Mikroliter-Technik

3.5.7. G-GT

3.5.7.1 G-GT Reflotron^R

Testprinzip:

γ -Glutamyl-3-carboxyl-1,4-phenylendiamin + Glycylglycin

---G-GT---> 3Carboxy-1,4-phenylendiamin + γ -Glutamylglycylglycin

3-Carboxy-1,4-phenylendiamin + 2 N-Methylantranilsäure +

$6(\text{Fe}(\text{CN})_6)^{3-}$ -----> Farbstoff + $6(\text{Fe}(\text{CN})_6)^{4-}$

(DENEKE et al., 1984)

Meßbereich: 5,00-ca.3500 U/l (37°C)

3,85-ca.2700 U/l (30°C)

2,80-ca.2000 U/l (25°C)

Wellenlänge: 624 nm

3.5.7.2 Bezugsmethode monotest G-GT neu^R

Methode: (PERSIJN und VAN DER SLIK, 1976)

Testprinzip:

L- γ -Glutamyl-3-carboxyl-4-nitroanilid + Glycylglycin

---G-GT---> L- γ -Glutamyl-glycylglycin + 5 Amino-2-nitrobenzoat

Verdünnungsgrenze: Hg 405 nm $\Delta E/\text{min} = 0,200$

Wellenlänge: Hg 405 nm

Mikroliter-Technik

3.5.8 Harnstoff

3.5.8.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Harnstoff + H₂O ---Urease---> 2 NH₃ + CO₂

NH₃ + Indikator -----> blauer Farbstoff + NH₄⁺

(BERGMEYER, 1970)

Meßbereich: 20.0-300 mg/dl

3.33-50.0 mmol/l

Wellenlänge: 624 nm

3.5.8.2 Bezugsmethode Urease UV-Test^R

Methode: (BERGMEYER, H.U. 1970)

Testprinzip:

Harnstoff + H₂O ---Urease---> 2 NH₃ + CO₂

2 α-Ketoglutarat + 2 NH₄⁺ + 2 NADH ---GLDH--->

2 L-Glutamat + 2 NAD⁺ + 2 H₂O

Verdünnungsgrenze: 200 mg/dl bzw. 33,3 mmol/l

Wellenlänge: 340 nm

Halbmikro-Technik

3.5.9 Hämoglobin

3.5.9.1 Reflotron^R

Testprinzip:

Hämoglobin + Hg(CN)₂ + K(Fe(CN)₆) -----> Cyan-

methämoglobin

(WEISSHAAR et al., 1985)

Meßbereich: 5.0-20.0 g/dl bzw.

3.10-12.4 mmol/l

Wellenlänge: 567 nm

3.5.9.2 Bezugsmethode Hämoglobin Test-Comb.^R

Methode: Hämoglobincyanid-Methode,

(KAMPEN VAN und ZIJLSTRA, 1961)

Testprinzip:

Hämoglobin + Cyanid + Ferricyanid ----->Hämoglobincyanid

Wellenlänge: 546 nm

Halbmikro-Technik

3.6 Viskositätsbestimmungen

Um die Viskosität von Blut und Plasma zu ermitteln, wurde den Tauben unter sterilen Kautelen ca. 3 ml Blut mit einer EDTA-Monovette (Sarstedt) entnommen. In einer ersten Testreihe (n=10) wurde die Vollblutviskosität bei Körperkerntemperatur bestimmt (SCHEUNERT UND TRAUTMANN, 1987). In einer zweiten Meßreihe (n=10) fanden die Messungen bei Raumtemperatur (22°C) statt.

Für die Vollblutviskositätsbestimmungen wurde ein Rotationsviskosimeter (Low Shear 30^R, Contraves) benutzt (SPINELLI und MEIER, 1974). Der verbleibende Rest der Proben wurde zentrifugiert (3000 U/min, 1500g) und zu einem Plasmapool aufbereitet. Mit einem Kapillarviskosimeter nach Harkness wurde anschließend die Plasmaviskosität ermittelt (HARKNESS 1963, 1971).

3.7 Auswertung

3.7.1 Biometrische Bearbeitung der Daten

In der Präzisionsstudie wurde die Qualität von dem Analyseverfahren Reflotron^R charakterisiert. Dazu wurde der prozentuale Fehler oder Variationskoeffizient (VK) angegeben. Er gilt als anschauliches Maß für die Unpräzision einer Messung und wird als relativer Fehler mathematisch folgendermaßen definiert:

$$VK = \pm \frac{s_{\bar{x}} \cdot 100}{\bar{x}}$$

s = Standardabweichung des arithmetischen Mittels $s = \sqrt{\frac{\sum_{j=1}^n (x_j - \bar{x})^2}{n - 1}}$

$\bar{x}$ = Arithmetisches Mittel, Mittelwert $\bar{x} = \frac{x_1 + x_2 + \dots + x_n}{n} = \frac{1}{n} \cdot \sum_{j=1}^n x_j$
(BERGMAYER, 1977).

Die im Methodenvergleich erhaltenen Meßdaten wurden auf die Fragestellungen der physiologischen Schwankungsbreite hin geordnet, das arithmetische Mittel des jeweils gebildeten Stichprobenumfanges ermittelt, die Standardabweichung berechnet und tabellarisch aufgelistet.

Für die Beurteilung der beiden Bestimmungsmethoden wurde das Datenmaterial, das teilweise von der annähernden Normalverteilung abwich (siehe visuell stem-and-leaf display), mit parameterfreien Methoden bearbeitet. Die so gewonnenen Kenngrößen wurden einander tabellarisch gegenübergestellt. Aufgeführt wurden folgende Kenngrößen, die nachstehend kurz definiert sind:

$\tilde{x}$ = Median, Zentralwert, Halbwert ist derjenige Wert, in der nach der Größe der Einzelwerte geordneten Reihe, der die Reihe halbiert. Wesentlich ist, daß der Medianwert im Gegensatz zum arithmetischen Mittel von Extremwerten vollkommen unbeeinflusst bleibt (SACHS, 1974).

IQD = Interquartildistanz wird die Differenz zwischen dem 25%- (LoQ, Q_1 , unteres oder erstes Q.) und dem 75%- (UpQ, Q_3 , oberes oder drittes Q.) Quartil bezeichnet. In ihr liegen 50% der vorhandenen Werte (SACHS, 1974).

min. = kleinster gefundener Meßwert

max. = größter gefundener Meßwert

P-Wert = das zur Wilcoxon Teststatistik dazugehörige (asymptotisch = für große Stichproben) Signifikanzniveau (SACHS, 1974).

α = Irrtumswahrscheinlichkeit, Signifikanzniveau, sie gibt das Risiko wieder, eine Hypothese irrtümlich zu verwerfen (LORENZ, 1984).

r = Rangkorrelationskoeffizient nach Pearson, bestimmt den Grad des Zusammenhanges zwischen den Stichprobenwerten der Zufallsvariablen x und y. Er kann alle Werte zwischen -1 und +1 annehmen (SACHS, 1974).

a = Y-Intercept, Achsenabschnitt, ermittelt aus der Regressionsgleichung $y = a + bx$, gibt den Schnittpunkt der errechneten Regressionsgrade mit der x-Achse wieder.

b = Regressionskoeffizient, Steigung der oben erwähnten Regressionsgleichung, gibt an, um wieviel y zunimmt, wenn x um eine Einheit wächst (SACHS, 1974).

Die Hypothese, "liefern die beiden Meßmethoden annähernd gleiche Ergebnisse", wurde mittels des Wilcoxon-Mann-Whitney-U-Testes geprüft. Dieses Testverfahren vergleicht zwei unabhängige Stichproben; als Gegenstück zum parametrischen T-Test ist annähernde Normalverteilung nicht Voraussetzung. Dieser Test ist empfindlich gegenüber Mediandifferenzen. Unterschiede sollen bei einem Signifikanzniveau $\alpha \geq 0.05\%$ erkannt werden. Alternativ wird auf angenäherte Gleichheit geschlossen (SACHS, 1974; LIENERT, 1973 und 1978).

3.7.2 Graphische Darstellung

" A picture is worth more than a thousand words "
Chinesisches Sprichwort

Als graphische Darstellungsmethoden für die Verteilung des Datenmaterials wurden der Stem-and-leaf Plot (TUKEY, 1977) und der Box-and-Whisker Plot (MC NEIL, 1977) gewählt. Beiden Methoden liegt die Ordnungsstatistik zugrunde. Die Vorteile des "Baum-und-Blatt"-Verfahrens liegen einerseits in der Präsenz der Rohdaten, andererseits erhält man eine erste optische Übersicht über die Dichte- und Häufigkeitsverteilung der Ergebnisse.

Der Box-and-Whisker Plot bezieht sich auf die tatsächlich gemessenen Daten, veranschaulicht die Bewegung innerhalb eines Datenfeldes, wobei die als Box markierte Fläche eine Interquartildistanz (50% der Werte) darstellt. Die außerhalb der 95% Werteskala

gemessenen Ergebnisse sind einzeln geplottet und direkt ablesbar. Weiterführende Information zu diesen Darstellungsformen geben MC GILL et al. (1978) und DIETLEIN und GAMMEL (1981).

Zur Darstellung der Regressionsgraden wurden die gefundenen Wertepaare in ein Koordinatensystem übertragen. Durch die so erhaltene Punkteschar fand nach einer Berechnung (PASSING und BABLOK, 1983, 1984) die Anpassung der Regressionsgrade statt. In diese Darstellung wurde die Identitätsgrade oder Winkelhalbierende ($b=1.0$) eingezeichnet, um die Übereinstimmung der beiden Methoden optischen zu markieren.

Desweiteren wurden für die Kenndaten der Präzisionsstudie und der tageszeitlichen Schwankung graphische Darstellungen angefertigt.

4.0 ERGEBNISSE

4.1 Präzisionsprüfung

4.1.1 Präzisionsprüfung in der Serie

Die Präzisionsstudie zeigt für die Bestimmungen in der Serie, bis auf die Variationskoeffizienten der GOT/AST (5,43% Serumpool; 8,65% Plasmapool) gute bis zufriedenstellende Ergebnisse ($VK < 5\%$).

Die mit einer Vollblutverdünnung erhaltenen Meßdaten sind von untergeordneter Bedeutung, da sich das Fließverhalten dieser Proben auf den Teststreifen als unbeständig erwies, und der Einsatz von Vollblut bis auf weiteres als problematisch zu bezeichnen ist.

Tab. 2 gibt einen Überblick über die einzelnen Variationskoeffizienten.

In Abb. 2a (Harnsäure) und 2b (GOT/AST) werden die ermittelten Kenngrößen graphisch dargestellt.

4.1.1 Präzisionsprüfung in der Serie

a. Tabellarische Darstellung

Variationskoeffizient (%) VK

	Serumpool	Plasmapool	Vollblut/NaCl 0.9%
Triglyceride	1.91	3.81	4.43
Cholesterin	3.68	4.94	5.22
GOT/AST	5.43	8.65	2.94
GPT/ALT	4.53	3.39	3.98
Glucose	4.74	1.83	2.36
Harnsäure	1.96	1.91	2.06
Hämoglobin			4.22

Tab. 2

b. Graphische Darstellung

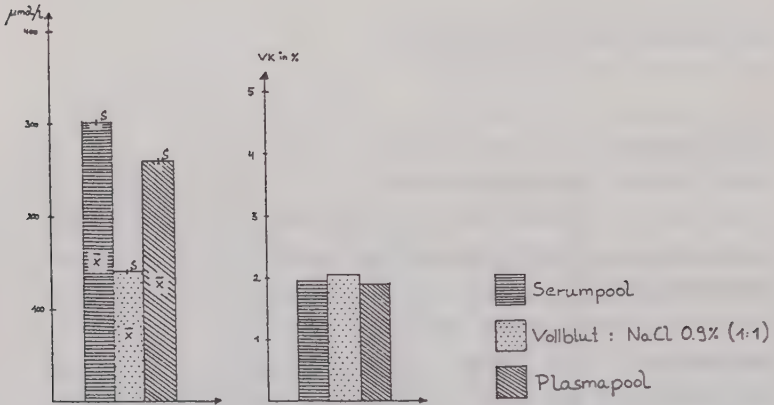


Abb. 2a: Harnsäure - Präzision in der Serie

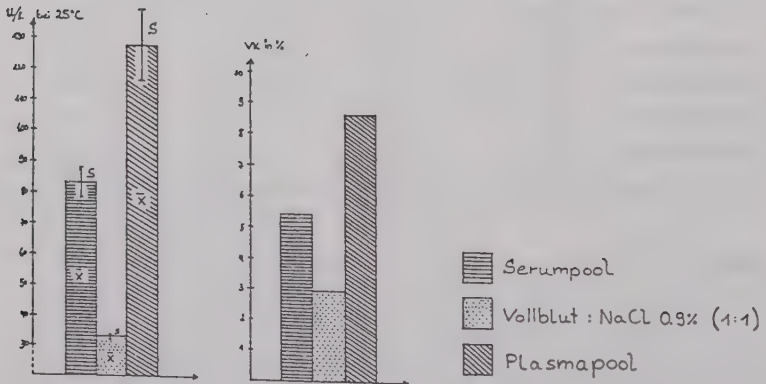


Abb. 2b: GOT/AST - Präzision in der Serie

4.1.2 Präzisionsprüfung von Tag zu Tag

Bei der Präzision von Tag zu Tag liegen alle Variationskoeffizienten in einem guten bis zufriedenstellenden ($VK < 5\%$) Bereich.

Tab. 3 zeigt die einzelnen Variationskoeffizienten.

Abb. 3a (GOT/AST) und Abb. 3b (Cholesterin) veranschaulichen die Schwankungen, die während den zehn Untersuchungstagen auftraten.

4.1.2 Präzisionsprüfung von Tag zu Tag

a. Tabellarische Darstellung

Variationskoeffizient (%) VK

	Serumpool	Standard *
Triglyceride	3.03	0.81
Cholesterin	1.39	1.44
GOT/AST	3.76	4.86
GPT/ALT	3.46	3.20
Glucose	2.16	2.24
Harnsäure	1.60	0.78
Harnstoff		3.23
Hämoglobin		2.56
G-GT		1.23

* Precinorm UR, Precinorm HBR

Tab. 3

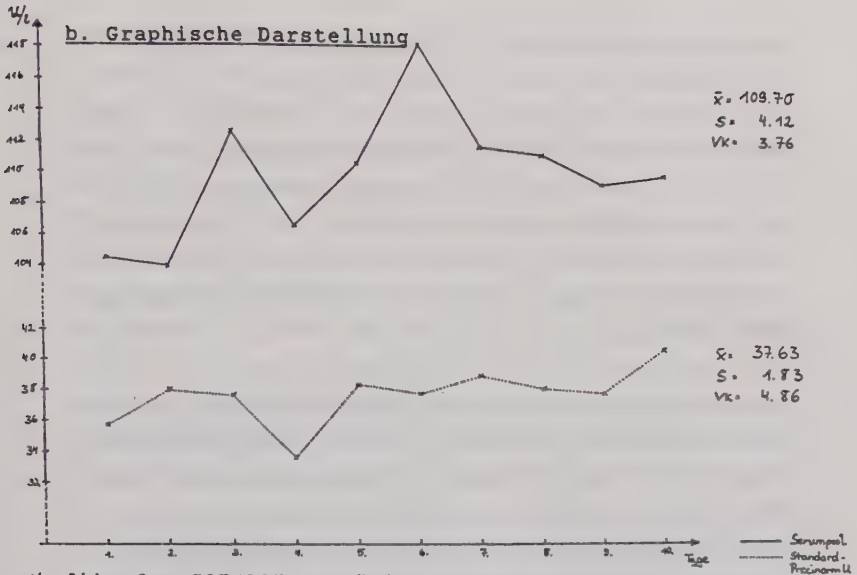


Abb. 3a: GOT/AST - Präzision von Tag zu Tag (25 °C)

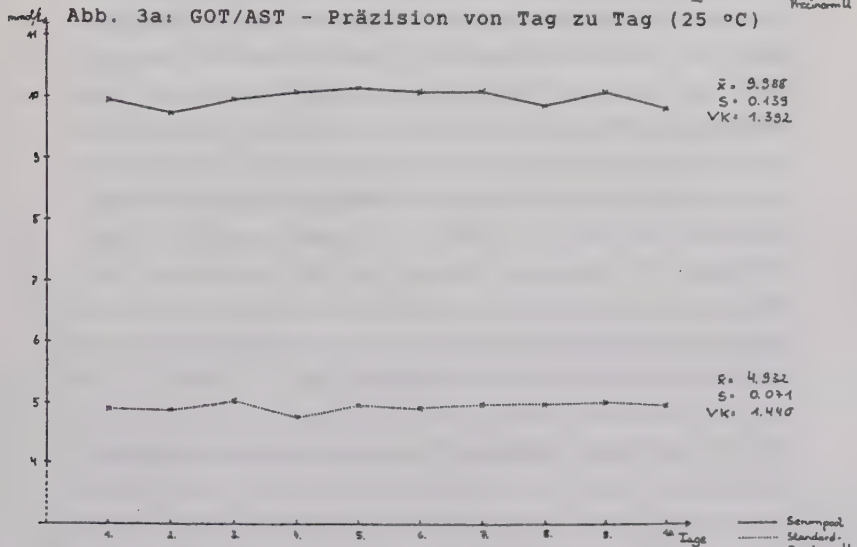


Abb. 3b: CHOLESTERIN - Präzision von Tag zu Tag

4.2 Methodenvergleich

In die Auswertung des Methodenvergleiches flossen die Meßdaten von den GPT/ALT, GOT/AST, Cholesterin-, Triglycerid-, Harnsäure- und Glucosebestimmungen ein.

Die Datengruppen wurden zuerst auf ihr Verteilungsmuster hin analysiert. Darstellungen dazu finden sich in Abb. 4a-f (Stem-and-Leaf) und Abb. 5a-f (Box-and-Whisker-Plot).

Optische Abweichungen von der annähernden Normalverteilung zeigen sich bei dem Stem-and-Leaf für GOT/AST Serum und Plasma Reflotron, Glucose Serum Photometer, Harnsäure Serum Reflotron, Cholesterin Serum Photometer, Triglyceride Serum Reflotron und Photometer.

Diese Abweichungen werden im Box-and-Whisker-Plot bestätigt. Mit dieser Darstellungsform können zusätzlich die einzelnen Gruppen in ihren Spannbreiten und Verteilungsmustern verglichen werden. Die Anzahl der Werte, die außerhalb des 95%-Bereiches liegen, sind direkt ersichtlich. So zeigt sich für die GOT/AST ein deutlicher Unterschied in den Meßbereichen der zwei Bestimmungsmethoden. Für die übrigen Parameter sind zwischen den einzelnen Gruppen nur geringgradige Diskrepanzen feststellbar. Auffallend viele Meßdaten liegen außerhalb des 95%-Bereiches bei der Harnsäure, dem Cholesterin und den Triglyceriden.

Die Regressionsgraden in Abb. 6-1a bis 6a (Serum) und Abb. 6-1b bis 6b (Plasma) veranschaulichen die Übereinstimmung der mit den beiden Methoden ermittelten Meßdaten. Dabei gibt die Winkelhalbierende ($b=1$) einen optischen Anhaltspunkt für identische Meßergeb-

nisse. Die darunter aufgeführten Ergebnisse des Wilcoxon-Mann-Whitney-U-Testes (zweiseitig, für unabhängige Stichproben) bei einer Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha \geq 0.05\%$ informieren über signifikante Unterschiede der beiden Meßverfahren.

Wie aus den Abb. 6-1a, 6-1b hervorgeht, zeigen die Meßergebnisse der GOT/AST deutliche Unterschiede. Eine grobe rechnerische Angleichung der Reflotron^R-Ergebnisse an die Meßwerte der Bezugsmethode kann durch Division mit dem Faktor 2.30 (Serum) bzw. 2.53 (Plasma) erzielt werden. Dies bestätigt auch der Wilcoxon-Mann-Whitney-U-Test. Der Unterschied der beiden Methoden ist mit einem P-Niveau von 0.0001 gesichert.

Für die übrigen Parameter zeigen die Ergebnisse des Reflotron^R annähernde Übereinstimmung mit den Ergebnissen der Bezugsmethode. Folgende Abstufung von sehr gut bis zufriedenstellend läßt sich mittels der Regressionskoeffizienten aufstellen: Harnsäure Plasma und Serum---Triglyceride Serum---Glucose Serum und Plasma---GPT/ALT Plasma---Triglyceride Plasma---Cholesterin Plasma---GPT/ALT Serum---Cholesterin Serum.

In Tab. 4a (Serum), 4b (Plasma) finden sich Median, Interquartildistanz, kleinster und größter gemessener Wert, sowie der zum Wilcoxon-Mann-Whitney-U-Test gehörende P-Wert für Serum und Plasma aller im Methodenvergleich eingegangener Parameter aufgelistet.

Tab. 5 zeigt die Korrelationskoeffizienten, sowie das Y-Intercept und den Regressionskoeffizienten der er-

rechneten Regressionsgraden von Plasma und Serum im Überblick.

In Tab. 6 werden Richtwerte, die grob den 95% Bereich des Verteilungsbildes markieren, von allen untersuchten Parametern wiedergegeben. Dabei sind Plasma und Serum, sofern keine deutliche Diskrepanz vorhanden war (G-GT), sowie die Ergebnisse von beiden Meßverfahren (Ausnahme, GOT/AST) in die Tabellenwerte eingegangen.

Tab. 7 gibt die Umrechnungsfaktoren von SI-Einheiten in alte Einheiten sowie umgekehrt wieder.

Bei den nachfolgenden Tabellen und Abbildungen, die sich mit den physiologischen Schwankungen beschäftigen, werden beide Meßverfahren berücksichtigt und getrennt aufgeführt. Dabei wird nicht weiter auf den Methodenvergleich eingegangen, da sich die gefundenen Ergebnisse mannigfaltig wiederholen. Bis auf die GOT/AST-Werte werden ausschließlich Reflotron[®]-Daten im Text verwendet.

a. Tabellarische Darstellung

Serum										
PARAMETER	n	PHOTOMETER				REFLOTROM				WILCOXON-MANN- WHITNEY-U-TEST P
		$\bar{x}$	IQD.	min.	max.	$\bar{x}$	IQD.	min.	max.	
GPT (25°C) in U/l	160	14.3	3.8	7.83	22.1	14.6	3.8	8.99	20.60	> .4000
GOT (25°C) in U/l	160	46.1	15.7	25.5	72.3	89.8	37.0	44.7	158	< .0001*
CHOL in mmol/l	160	6.9	1.5	4.18	10.5	6.7	1.4	4.12	9.7	.2045
TG in mmol/l	160	2.4	1.3	0.87	5.63	2.3	1.3	0.86	5.73	> .4000
UA in umol/l	160	409.0	121.5	197	829	394.5	124.5	173	810	> .4000
GLU in mmol/l	160	19.6	3.4	14.7	32.0	20.0	3.2	14.3	27.0	> .4000

Tab. 4 a * = signifikanter Unterschied der beiden Methoden ($\alpha \geq 0.05\%$)

Plasma

PARAMETER	n	PHOTOMETER				REFLOTROM				WILCOXON-MANN- WHITNEY-U-TEST p
		$\bar{x}$	IQD.	min.	max.	$\bar{x}$	IQD.	min.	max.	
GPT (25°C) in U/l	160	14.4	4.2	7.52	23.73	14.4	23.7	7.39	22.15	> .4000
GOT (25°C) in U/l	160	45.4	15.0	24.67	74.76	90.1	45.2	48.9	158.5	< .0001*
CHOL in mmol/l	160	6.5	1.5	4.25	10.6	6.6	1.4	4.34	9.98	> .4000
TG in mmol/l	160	2.3	1.1	0.78	5.57	2.3	1.1	0.86	5.73	> .4000
UA in umol/l	160	396.4	120.2	184	834	390.6	112.9	170	813	> .4000
GLU in mmol/l	160	19.8	3.5	14.7	31.0	20.2	3.7	14.4	28.7	> .4000

Tab. 4 b * = signifikanter Unterschied des beiden Methoden ($\alpha \geq 0.05\%$)

SERUM	KORRELATIONS- KOEFFIZIENT	REGRESSION NACH PASSING/BABLOK	
	r	a	b
GPT	0.940	1.065	0.926
GOT	0.879	-14.920	2.299
CHOL	0.937	0.567	0.891
TG	0.981	0.035	1.000
UA	0.956	-6.500	1.000
GLU	0.913	-0.644	1.042

PLASMA	KORRELATIONS- KOEFFIZIENT	REGRESSION NACH PASSING/BABLOK	
	r	a	b
GPT	0.943	0.538	0.964
GOT	0.900	-25.945	2.535
CHOL	0.933	0.471	0.930
TG	0.978	0.055	0.962
UA	0.979	-7.545	1.006
GLU	0.913	-0.771	1.046

Tab. 5

SI-EINHEITEN UND DEREN UMRECHNUNGSFAKTOREN*

Blutbestandteile	SI-Einheit	Umrechnungsfaktor		alte Einheit
		→ alt	SI ←	
Glucose	mmol/l	18.016	0.0555	mg/100ml
Cholesterin	mmol/l	38.664	0.0259	mg/100ml
Triglyceride	mmol/l	87.500	0.0114	mg/100ml
Harnsäure	umol/l	0.0168	59.485	mg/100ml
Harnstoff	mmol/l	6.0060	0.1665	mg/100ml
Hämoglobin	mmol/l	1.6129	0.6206	mg/100ml
Hämatokrit	l/l	100.00	0.0100	%

*nach Boehringer Mannheim (1981)

Tab. 7

RICHTWERTE FÜR DIE UNTERSUCHTEN BLUTPARAMETER BEI
TAUBEN (*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana)

PARAMETER	SPANNBREITE	n
Glucose in mmol/l	14.5 - 25.5	640
Triglyceride in mmol/l	0.75 - 4.50	640
Cholesterin in mmol/l	4.25 - 9.00	640
Harnsäure in $\mu\text{mol/l}$	200 - 600	640
GOT/AST in U/l (25°C)	25.0 - 70.0 *	320
GPT/ALT in U/l (25°C)	8.50 - 21.0	640
G-GT in U/l (25°C)	0.00 - 3.00 **	157
Harnstoff in mmol/l	0.00 - 1.00	320
Hämoglobin in mmol/l	8.00 - 12.0	160
Hämatokrit in l/l	0.45 - 0.60	320

* Reflotron - Meßdaten nicht berücksichtigt

** Plasma nicht berücksichtigt

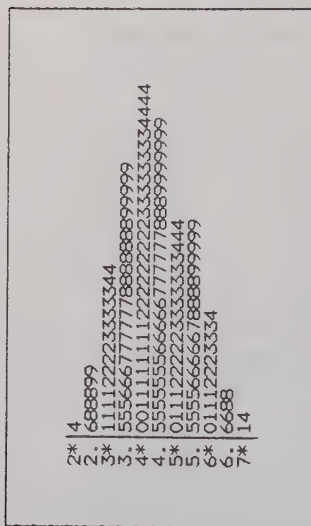
(Serum als Probenmaterial empfohlen)

Tab. 6

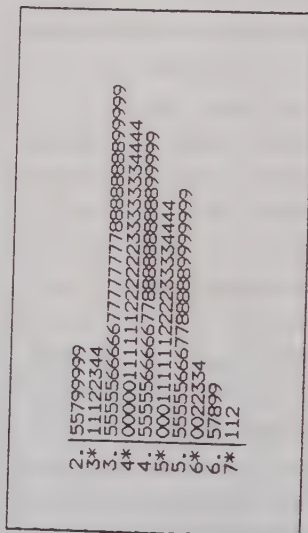
b. Graphische Darstellung

HAUFIGKEITSVERTEILUNGEN STEM-AND-LEAF DISPLAY

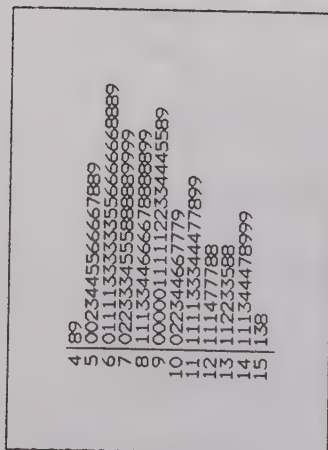
GOT PLASMA PHOTOMETER



GOT-SERUM PHOTOMETER



GOT-PLASMA REFLOTRON



GOT-SERUM REFLOTRON

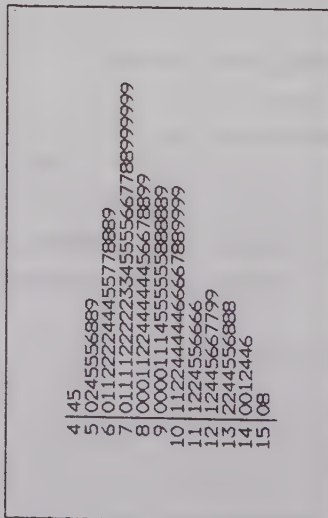


Abb. 4 a

STEM-AND-LEAF DISPLAY

GPT SERUM REFLOTION

```

8|9
9|58
10|124455589999
11|1113455568889999
12|1122334455688999
13|0002223334457889
14|000001222233344566667789999
15|00122344444445556677888
16|0012333344456679
17|1122235568
18|0001122225579
19|00389
20|146
    
```

GPT SERUM PHOTOMETER

```

7|89
8|
9|22499
10|112366777
11|0003446678889999
12|001335566667899
13|00112222444566777888889
14|01111233333577788999
15|000111222223335688889
16|0112234444566799
17|0011113455799
18|0002335677
19|122357
20|158
21|
22|1
    
```

GPT PLASMA REFLOTION

```

7|3
8|
9|123568899
10|24556677
11|001122333478999
12|000134666788999
13|0001113334445777899
14|0000011113333334577888999999
15|00012333344446677778999
16|0112223459
17|012234455599
18|000006699
19|2444466
20|2238
21|
22|1
    
```

GPT PLASMA PHOTOMETER

```

7|5
8|559
9|26779
10|011226777899
11|00222344566689
12|01111226677889
13|01112333344455666788889
14|012223334455557777889
15|0000122334444557778889
16|02333444668899
17|001355678899
18|01345
19|0145566667
20|3
21|4
22|1
23|7
    
```

CHOLESTRIN SERUM REFLOTION

4*	113
4*	788999
5*	00011222333444444
5*	5555666778999999
6*	000001111223344444444
6*	555556666666777788888888999999
7*	000011122222333334444444
7*	6666777779
8*	00122233
8*	557889
9*	2
9*	5667

CHOLESTERIN SERUM PHOTOMETER

4*	124
4*	57888
5*	011122333344444
5*	555666778999
6*	000001111222233444
6*	355556666677778888889999999999
7*	0000111112222222223334
7*	5555666677799
8*	0012223333
8*	55667999
9*	0122
9*	5667
10*	0
10*	5

CHOLESTERIN PLASMA REFLOTION

4*	3
4*	55688899
5*	000011222333
5*	55666677777788888899999999
6*	0011111112222333344444444
6*	355666666667777788888899999999
7*	0011122222333344
7*	556778888
8*	000112334
8*	5677
9*	233
9*	69

CHOLESTERIN PLASMA PHOTOMETER

4*	224
4*	667789
5*	0001122223333444
5*	555555566667788888999
6*	000011111222233333344444
6*	5555555666667777777888999
7*	00011122223333444
7*	5566677788
8*	0003
8*	5666788999
9*	004
9*	6
10*	6
10*	6

STEM-AND-LEAF DISPLAY

TRIGLYCERIDE PLASMA PHOTOMETER

0.	7889
1*	0011112222333333334444
1*	55555666677777788889999999
2*	00000001111111222333333344444
2*	55555666677777788889999999
3*	000000112233334
3*	55567778
4*	0112
4*	02
5*	55

TRIGLYCERIDE SERUM PHOTOMETER

0.	89
1*	00001122333333444
1*	5555566667777778888999999
2*	000001111122233333444444
2*	555556666777777888899999
3*	000000000111122233334
3*	555677899
4*	02222
4*	13
5.	6

TRIGLYCERIDE SERUM REFLOTRON

0.	8999
1*	1111222333334444444444
1*	5555566667777888899999999
2*	0000111112223333334444
2*	555556666777788889999999
3*	000001111222344
3*	5556678
4*	00013
4*	9
5*	0
5.	67

TRIGLYCERIDE PLASMA REFLOTRON

0.	889
1*	011122233333333344444
1*	555556666777788899999999
2*	000000001122222222333344444444
2*	555556666777788889999999
3*	00222344
3*	5566788
4*	0013
4*	89
5*	57

Abb. 4 d

URIC ACID SERUM REFLOTRO

1.	789
2*	1334444
3*	55667788888888999999
4*	022222223334
5*	555555555566666677777788888899999999
6*	0000011111222233333333334444444
7*	5555555566667788889999
8*	00011134444
9*	669
10*	00134
11*	788
12*	7
13*	8
14*	1

URIC ACID PLASMA REFLOTRO

1.	778
2*	1223
3*	5555556666777788899
4*	000112223333333344444
5*	555566666777778888888899999
6*	00000111111111233333334444444444
7*	5556666777888999
8*	011122234
9*	778
10*	00224
11*	67
12*	7
13*	8
14*	1

URIC ACID SERUM PHOTOMETR

1.	99
2*	1334
3*	556667778888889999
4*	000001111222333344444
5*	555555666777778889999
6*	0000000001111111112222223333333344444
7*	5555556667777888999
8*	001122223344
9*	555678
10*	6
11*	134
12*	5679
13*	7
14*	8
15*	2

URIC ACID PLASMA PHOTOMETR

1.	88
2*	113444
3*	555566677777899
4*	0000000111223334444
5*	55556666777777888888889999999
6*	00000000011111222223333333444444
7*	5555556677788899999
8*	0111222234
9*	5689
10*	01222
11*	6
12*	59
13*	7
14*	8
15*	3

STEM-AND-LEAF DISPLAY

STEM-AND-LEAF DISPLAY

GLUKOSE SERUM REFLOTION

14	38
15	167888
16	02366667
17	111233345578889999
18	12223333334445566888
19	000033444555555566888889
20	01111112223355566667788899
21	0111223334455566778889
22	33345789
23	011244778
24	0011269
25	16
26	35
27	0

GLUKOSE SERUM PHOTOMETER

14	7
15	0011489
16	1233567888999
17	0133455556677788899
18	0022333455667788899999
19	0111122222333444566699
20	00000011122333444556677788
21	0000123333444555567789999
22	0123344556788
23	34558
24	88
25	0148
26	
27	
28	
29	
30	
31	
32	0

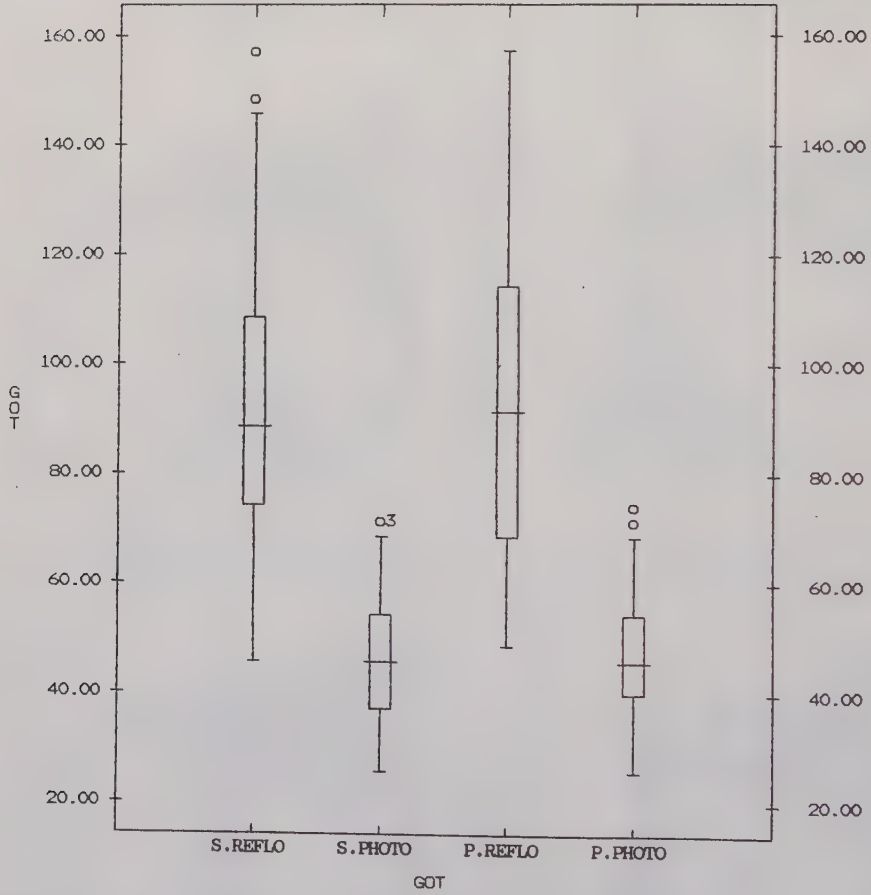
GLUKOSE PLASMA REFLOTION

14	3
15	004788
16	0022334568
17	011223455556677789
18	11112223333344455556777999
19	01111233556789
20	00011123333344445566778888
21	000012234455555667888889
22	0111114677888
23	11577779
24	0012355778
25	239
26	
27	9
28	6

GLUKOSE PLASMA PHOTOMETER

14	789
15	57789
16	00123388889
17	112234555567788899
18	00000012333444556667999
19	0111112333444555566677889999
20	00222334445666777777
21	012233334444555556677
22	00111111244559
23	122256788
24	112336778
25	8
26	
27	
28	
29	
30	9

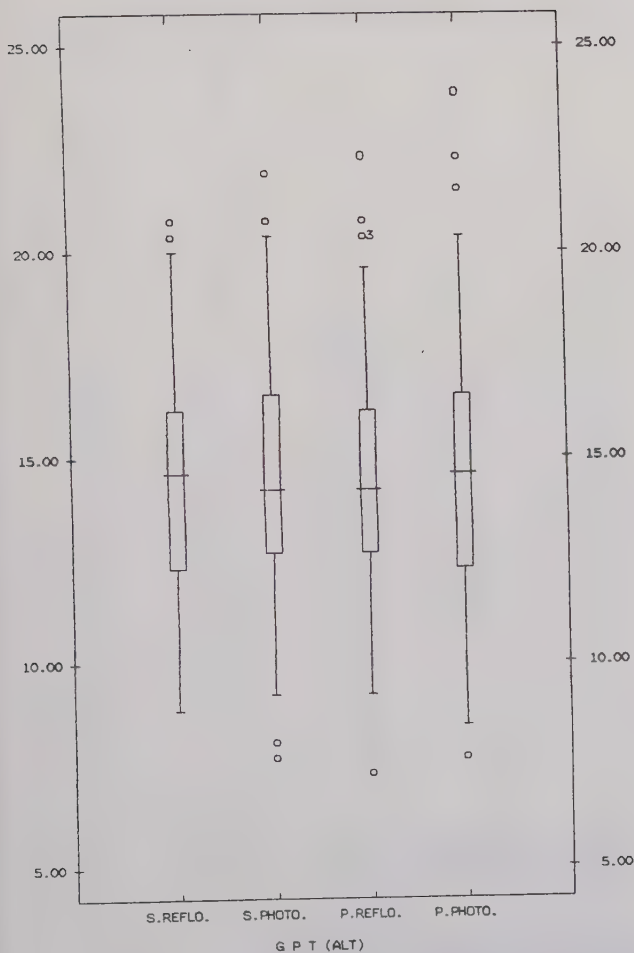
BOX AND WHISKER PLOT



Summarizing Statistics						
Quantiles of Distribution						
GOT	Min	LoQ	Med	UpQ	Max	Size
1	44.7	73.0	89.8	110.0	158.0	160
2	25.5	38.5	46.1	54.2	72.3	160
3	48.9	69.2	90.1	114.4	158.5	160
4	24.7	39.0	45.4	54.0	74.8	160

Abb. 5 a

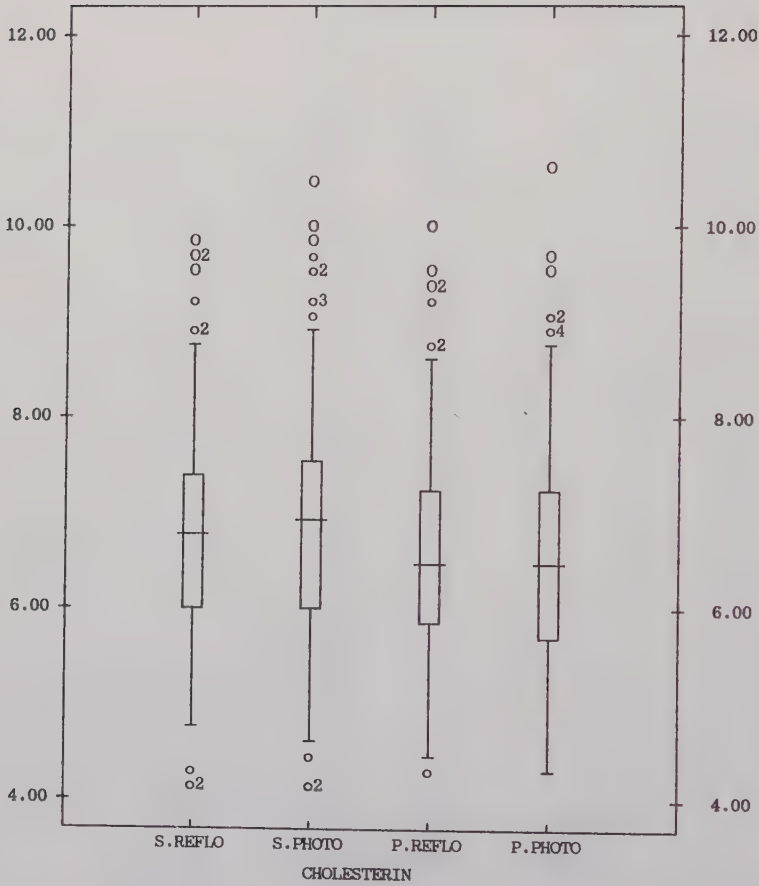
BOX AND WHISKER PLOT



Summarizing Statistics						
Quantiles of Distribution						
GPT	Min	LoQ	Med	UpQ	Max	Size
1	8.99	12.45	14.55	16.30	20.60	160
2	7.83	12.60	14.30	16.40	22.10	160
3	7.39	12.60	14.38	16.22	22.15	160
4	7.52	12.23	14.44	16.43	23.73	160

Abb. 5 b

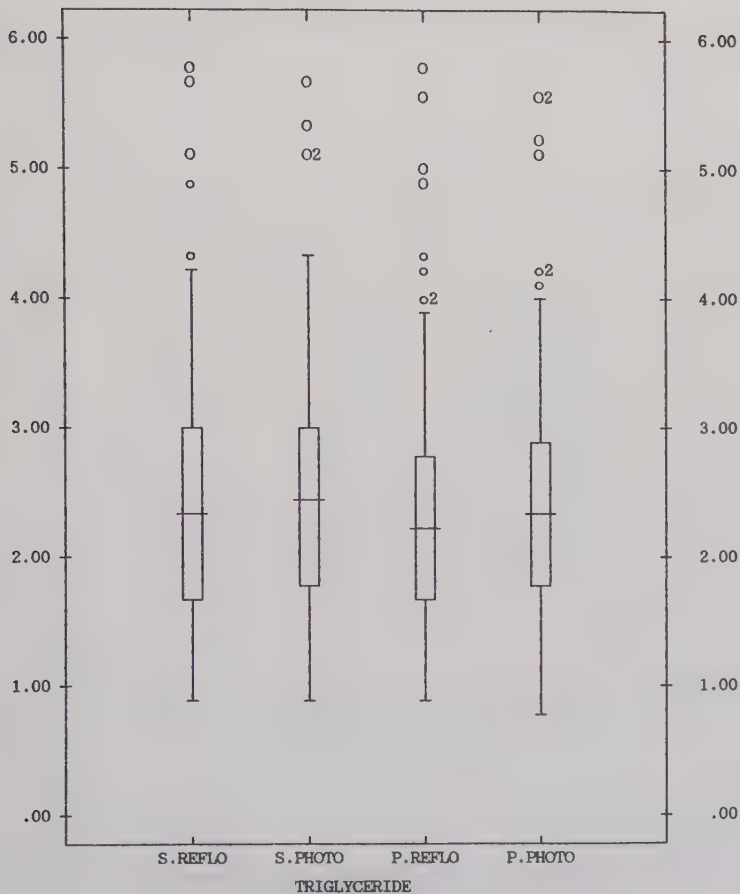
BOX AND WHISKER PLOT



Summarizing Statistics						
Quantiles of Distribution						
CHOL	Min	LoQ	Med	UpQ	Max	Size
1	4.12	5.97	6.70	7.34	9.77	160
2	4.18	6.06	6.90	7.51	10.50	160
3	4.34	5.87	6.50	7.22	9.97	160
4	4.25	5.69	6.48	7.19	10.60	160

Abb. 5 c

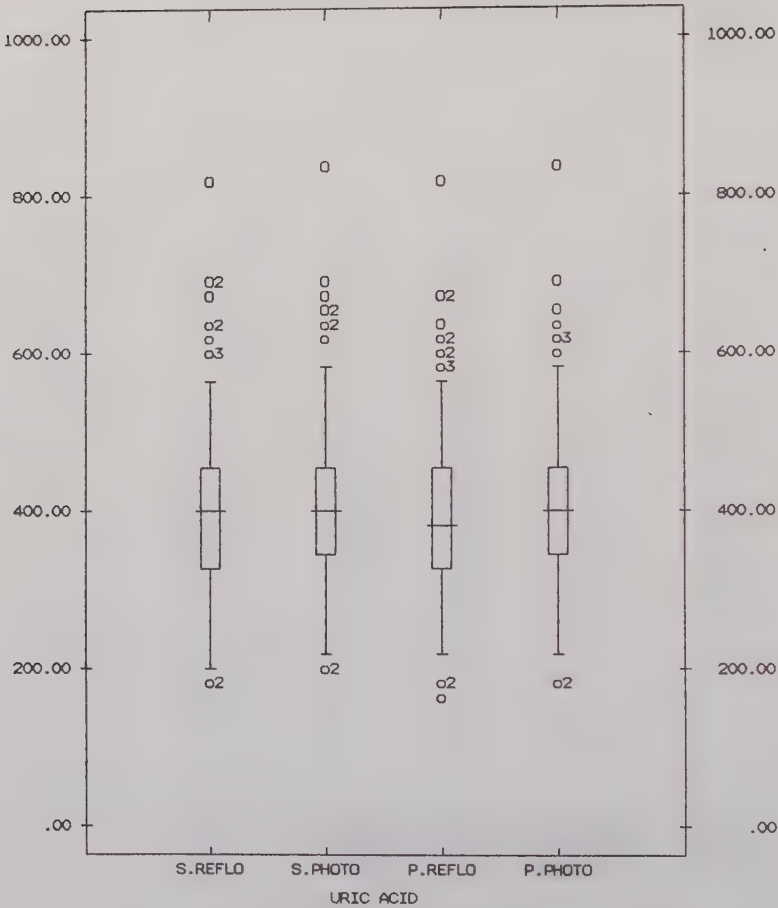
BOX AND WHISKER PLOT



Summarizing Statistics						
Quantiles of Distribution						
TRIGL	Min	LoQ	Med	UpQ	Max	Size
1	.860	1.665	2.350	2.950	5.730	160
2	.870	1.750	2.420	3.035	5.630	160
3	.861	1.675	2.273	2.783	5.733	160
4	.777	1.727	2.331	2.861	5.544	160

Abb. 5 d

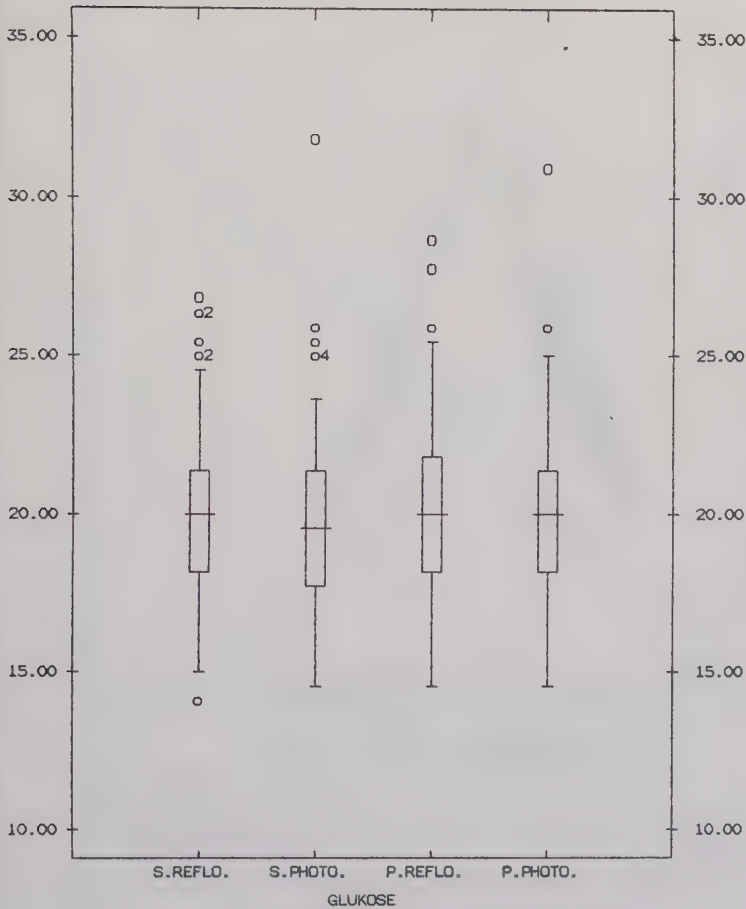
BOX AND WHISKER PLOT



Summarizing Statistics						
Quantiles of Distribution						
UA	Min	LoQ	Med	UpQ	Max	Size
1	173.0	333.0	394.5	457.5	810.0	160
2	197.0	339.0	409.0	460.5	829.0	160
3	170.1	333.4	390.6	446.2	813.7	160
4	183.7	336.5	396.4	456.7	833.7	160

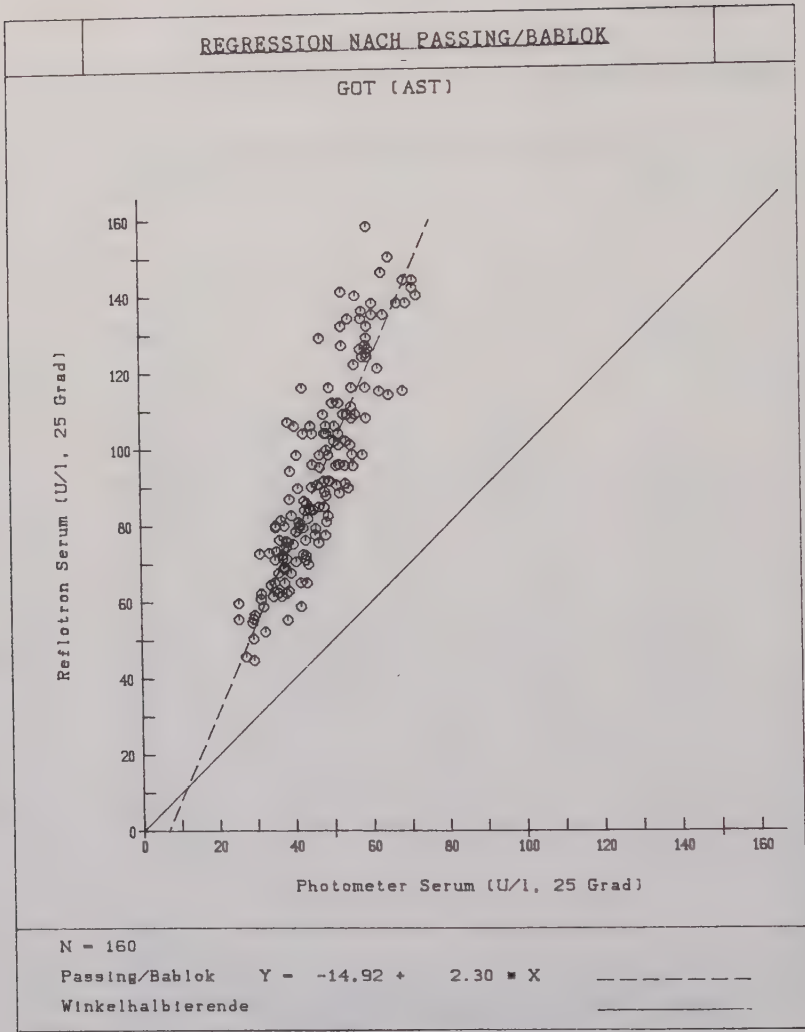
Abb. 5 e

BOX AND WHISKER PLOT



Summarizing Statistics						
Quantiles of Distribution						
GLU	Min	LoQ	Med	UpQ	Max	Size
1	14.30	18.30	19.95	21.50	27.00	160
2	14.70	17.95	19.55	21.35	32.00	160
3	14.38	18.27	20.16	21.84	28.66	160
4	14.70	18.06	19.79	21.52	30.98	160

Abb. 5 f

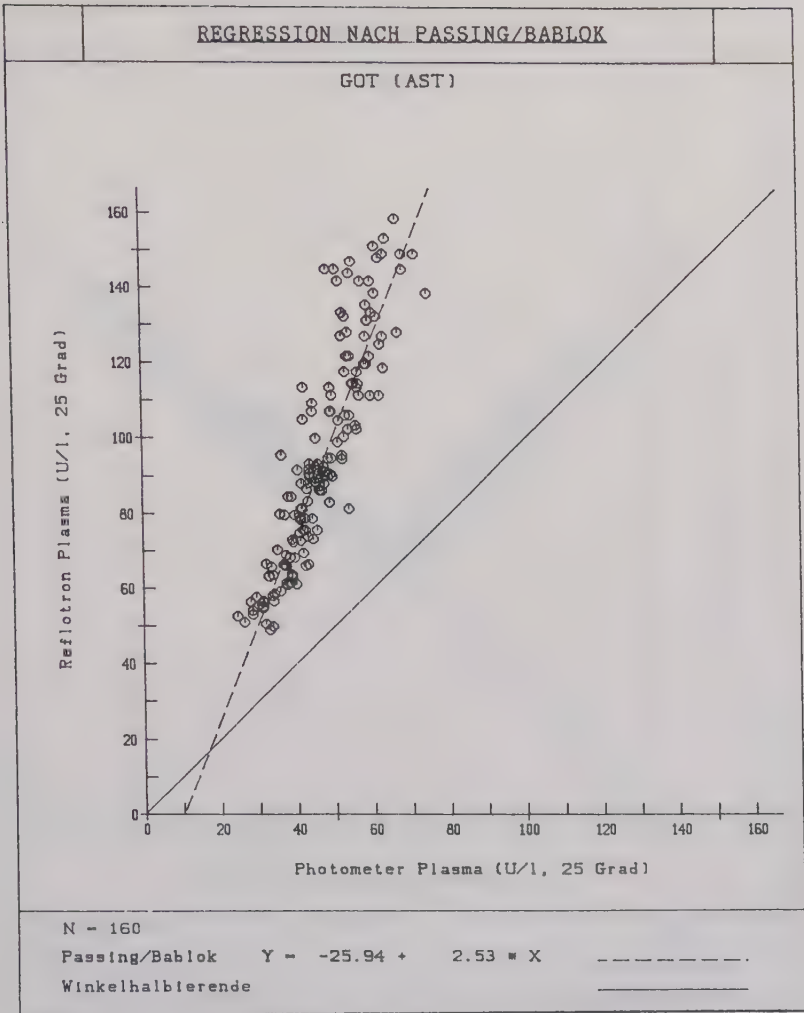


WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 13559.499$)
 Asymptotic $P < .0001$

Abb. 6.1 a



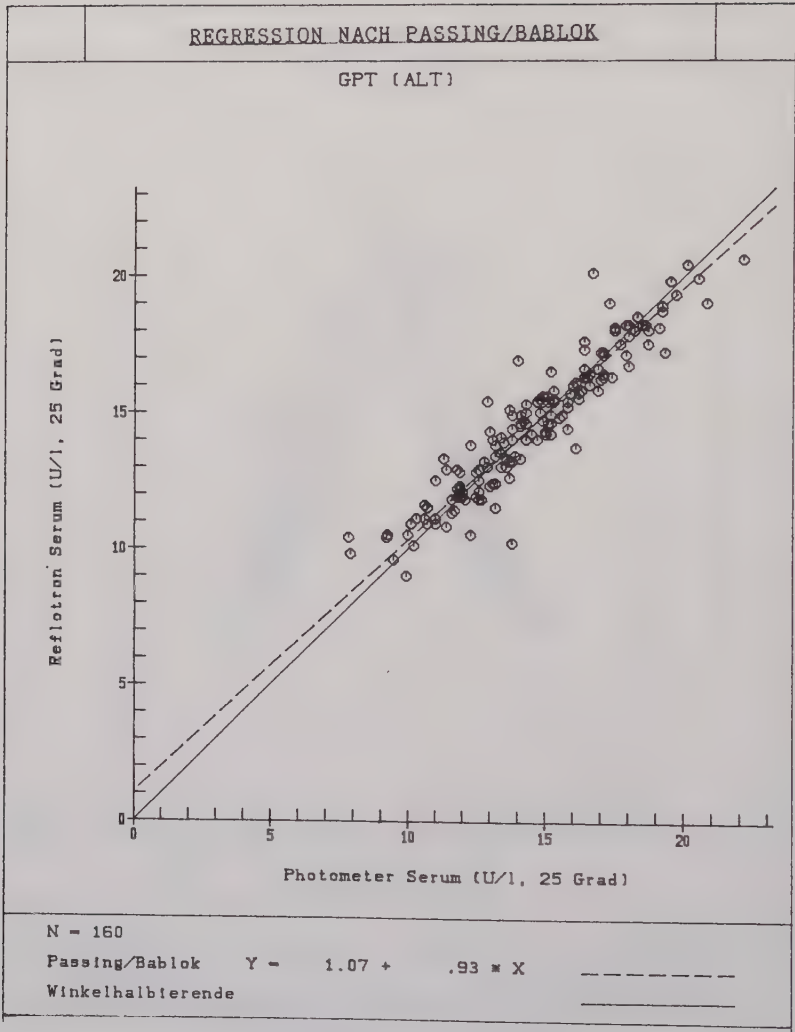
WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic T = 13743.001)

Asymptotic P < .0001

Abb. 6.1 b



WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

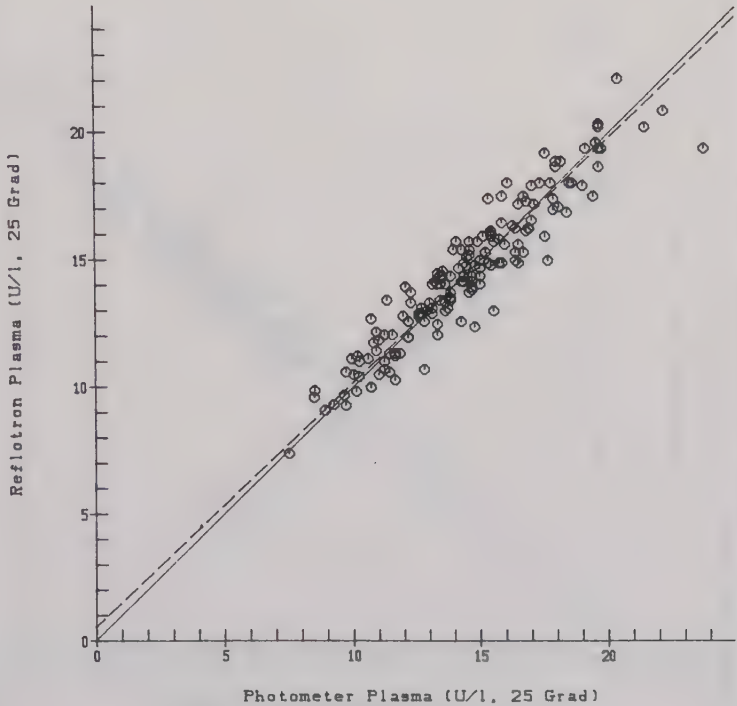
TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic T = 25634.500)
 Asymptotic P > .4000

Abb. 6.2 a

REGRESSION NACH PASSING/BABLOK

GPT (ALT)



N = 160

Passing/Bablok $Y = .54 + .96 \cdot X$

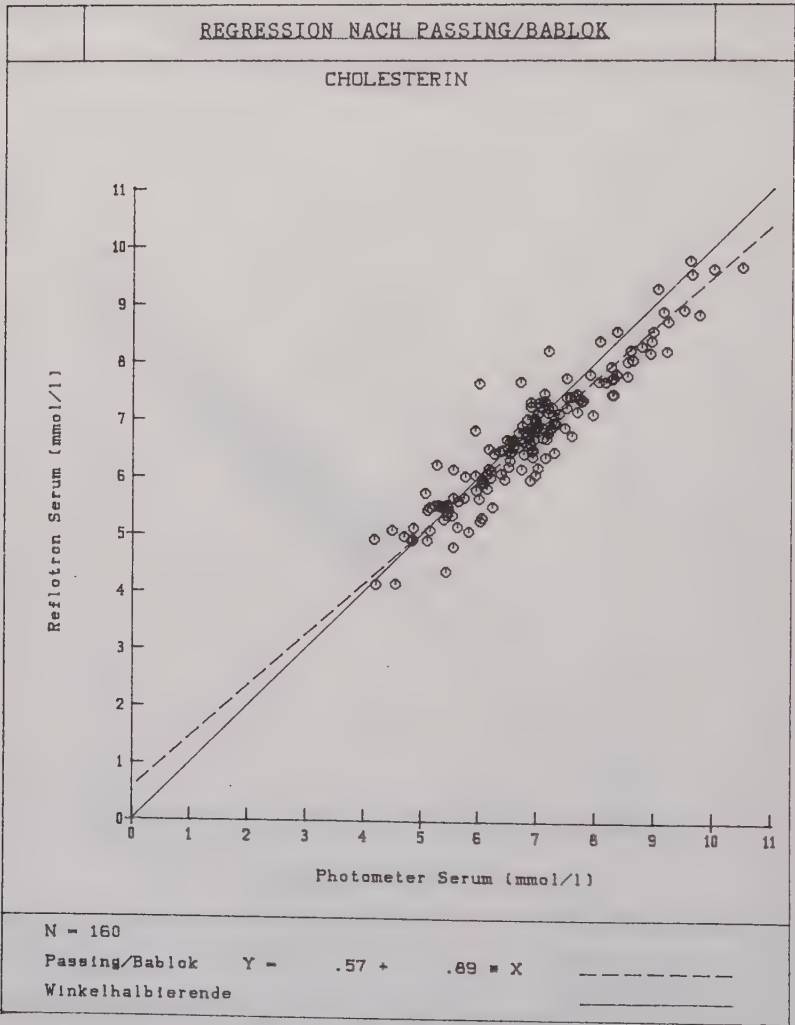
Winkelhalbierende

WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 25600.0$
Asymptotic $P > .4000$)

Abb. 6.2 b



WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

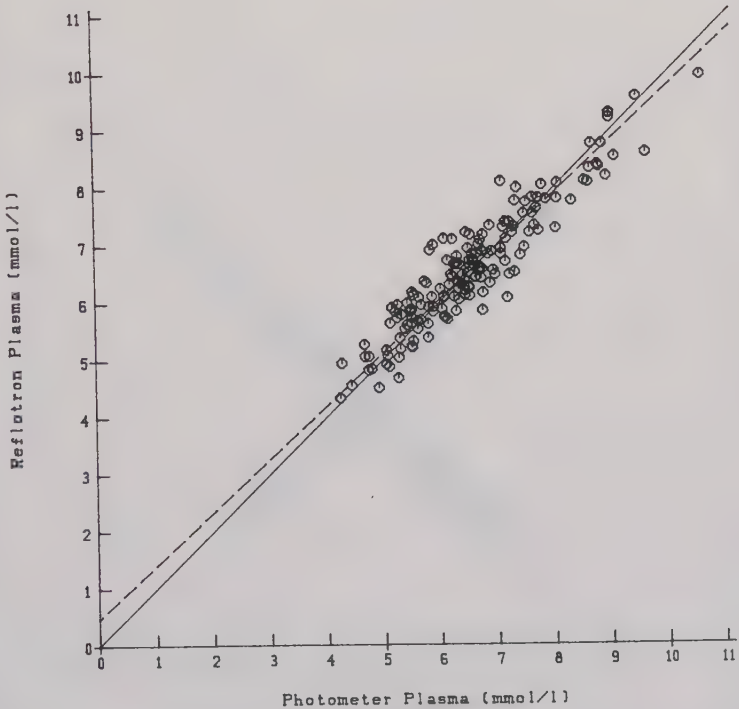
TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 24629.5$
Asymptotic $P = .2045$)

Abb. 6.3 a

REGRESSION NACH PASSING/BABLOK

CHOLESTERIN



N = 160

Passing/Bablok $Y = .47 + .93 \cdot X$

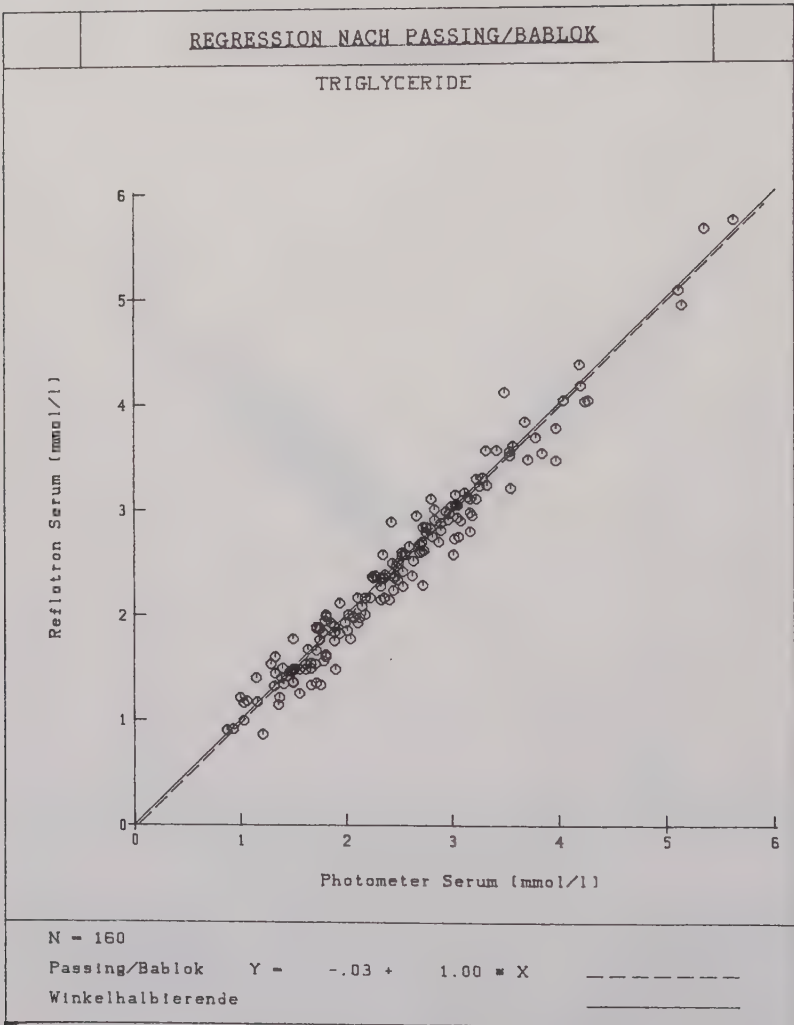
Winkelhalbierende

WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 25240.5$
Asymptotic $P > .4000$)

Abb. 6.3 b

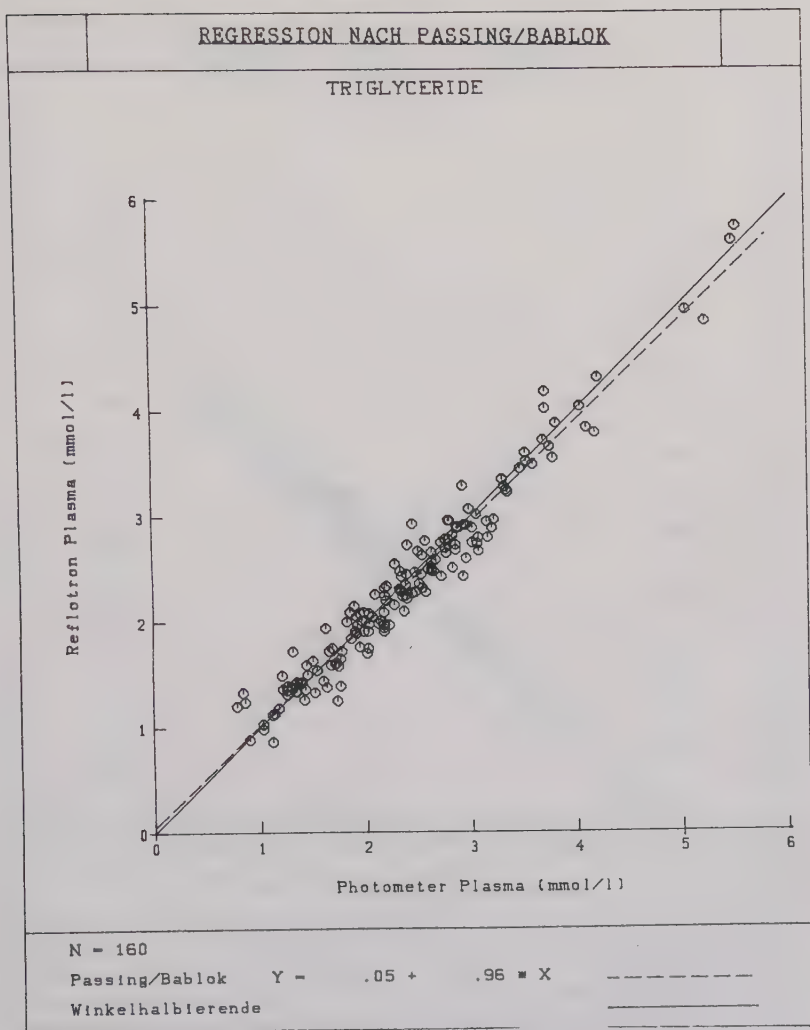


WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 25203.5$)
Asymptotic $P > .4000$

Abb. 6.4 a

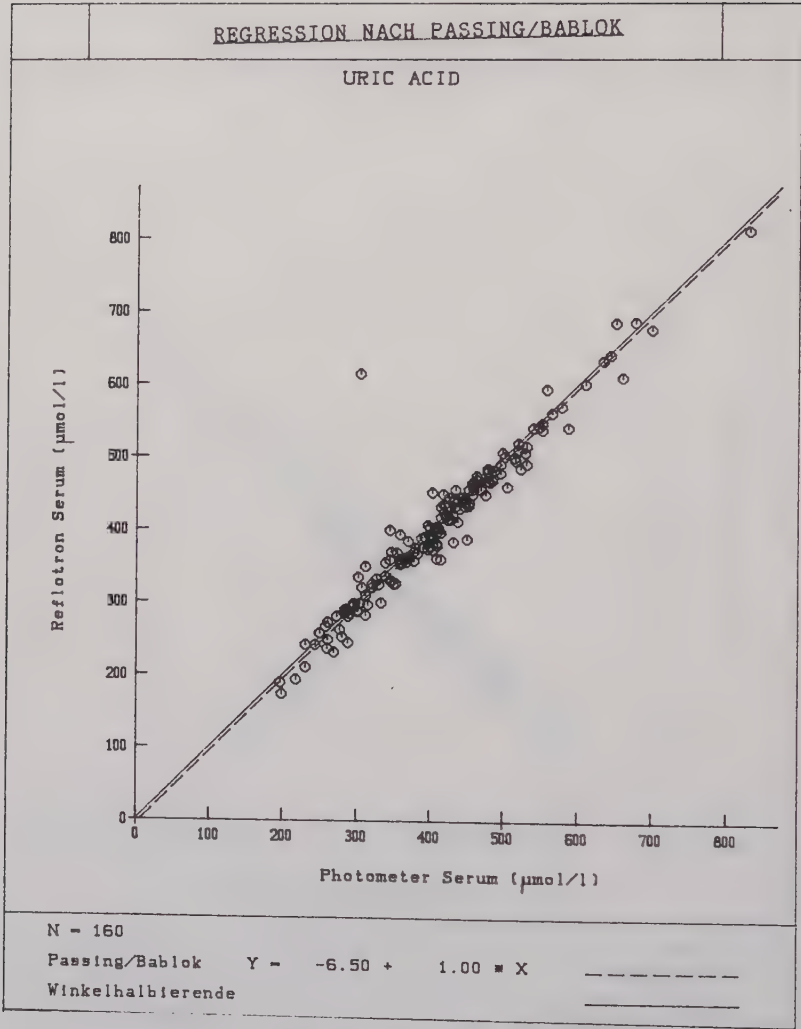


WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 25345.0$
Asymptotic $P > .4000$)

Abb. 6.4 b

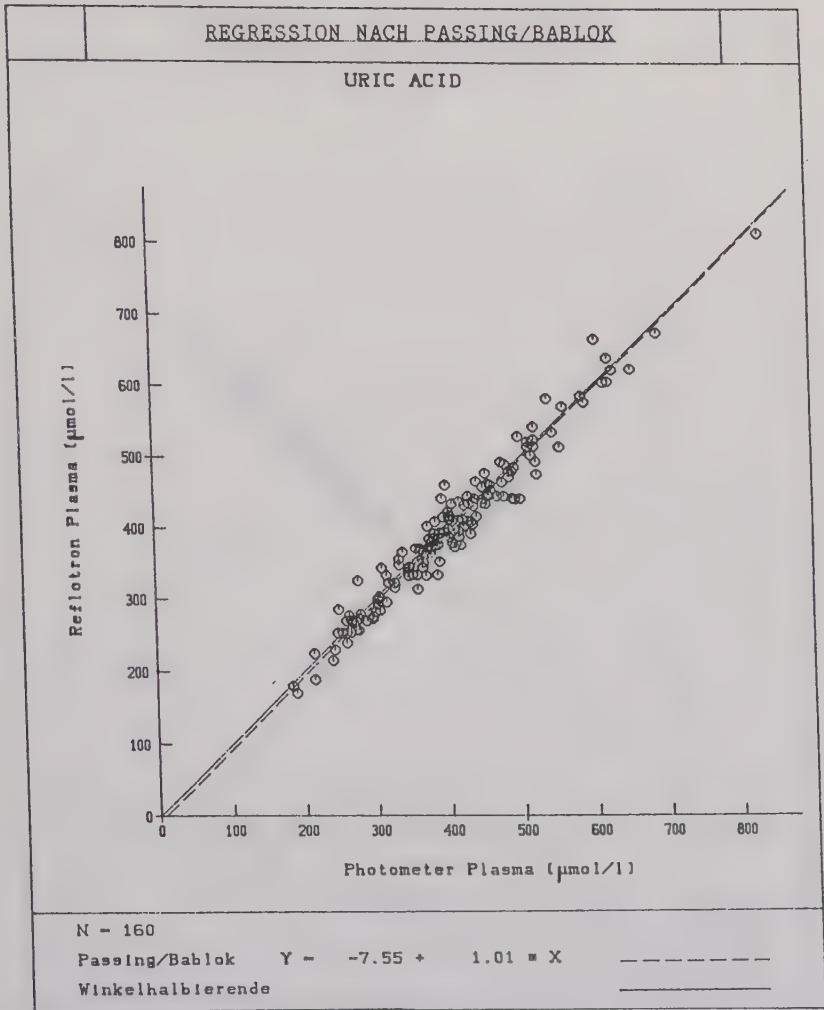


WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 25297.5$
Asymptotic $P > .4000$)

Abb. 6.5 a

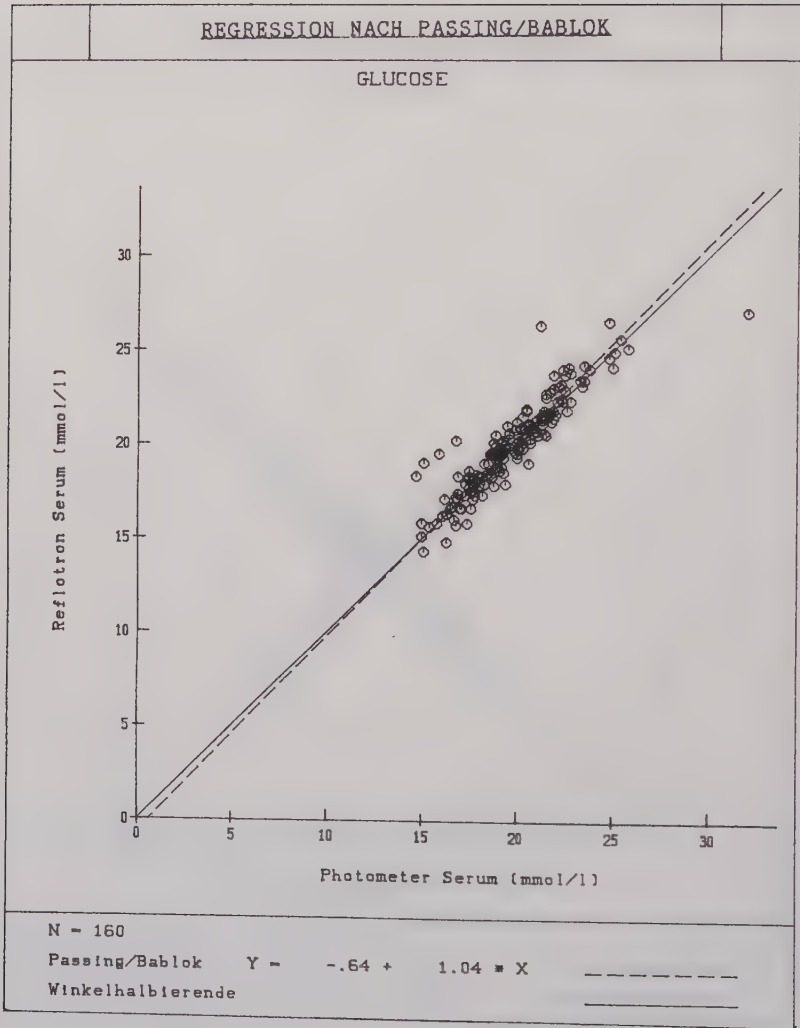


WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic T 25351.0
Asymptotic P > .4000)

Abb. 6.5 b

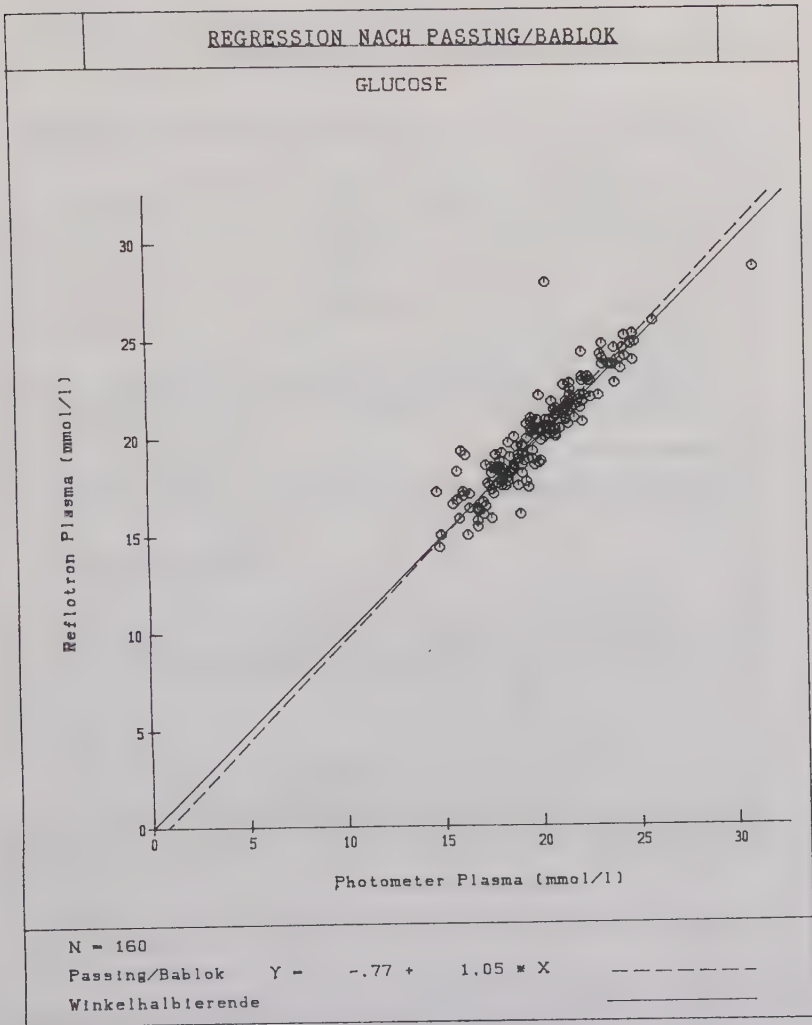


WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 24858.0$
Asymptotic $P > .4000$)

Abb. 6.6 a



WILCOXON-MANN-WHITNEY-U-TEST

TEST RESULT (two-sided)

(Wilcoxon Teststatistic $T = 25173.5$
 Asymptotic $P > .4000$

4.2.1 Geschlechtsgebundener Unterschied

Die Mittelwerte und Standardabweichungen der untersuchten Parameter zeigen bei männlichen Tauben teilweise höhere Konzentrationen als bei den weiblichen Tieren.

So kann für die GOT/AST eine merklich gesteigerte Enzymaktivität im Plasma und Serum der männlichen Tauben beobachtet werden.

In geringerem Ausmaß trifft das auch für Glucose und GPT (Plasma und Serum), sowie für G-GT (Serum) und den Hämatokrit zu.

Die Aktivitätsmessungen der G-GT im Plasma weisen überraschende Ergebnisse auf. So zeigen 90.4% der weiblichen Plasmen, im Vergleich zu den dazugehörigen Seren, eine bis zu 100-fach erhöhte Enzymaktivität. Diese Ergebnisse lassen einen Faktor im weiblichen Plasma vermuten, der die Reaktionen des Analyseverfahrens empfindlich stört.

In Tab. 8a (Serum) sowie 8b (Plasma) finden sich die Mittelwerte und Standardabweichungen aller untersuchten Parameter.

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=80) in SI-Einheiten
im SERUM und Vollblut

a. Reflotron^R

	TG	CHOL	UA
männlich	2.41 ± 0.89	6.74 ± 1.08	404 ± 103
weiblich	2.42 ± 0.96	6.66 ± 1.17	403 ± 109

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT
männlich	20.8 ± 2.35	102 ± 26.8	15.9 ± 2.36
weiblich	19.3 ± 2.38	85.1 ± 21.9	13.2 ± 2.10

b. Bezugsmethode

	TG	CHOL	UA
männlich	2.43 ± 0.81	6.90 ± 1.23	409 ± 104
weiblich	1.46 ± 0.93	6.68 ± 1.25	409 ± 106

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT
männlich	20.6 ± 2.56	50.0 ± 10.7	15.9 ± 2.67
weiblich	18.9 ± 2.19	43.6 ± 8.91	13.2 ± 2.17

	G-GT	UREA	HB	HK
männlich	1.61 ± 0.83	0.31 ± 0.22	9.65 ± 0.69	0.52 ± 0.03
weiblich	1.20 ± 0.90	0.34 ± 0.27	9.90 ± 0.76	0.51 ± 0.03

Tab. 8a

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=80) in SI-Einheiten
im PLASMA

a. Reflotron^R

	TG	CHOL	UA
männlich	2.43 ± 0.85	6.73 ± 0.95	400 ± 102
weiblich	2.35 ± 0.93	6.48 ± 1.19	396 ± 106

	GLU	GOT/AS	GPT/ALT
männlich	21.1 ± 2.45	101 ± 28.1	16.0 ± 2.64
weiblich	19.2 ± 2.59	86.7 ± 27.3	13.0 ± 2.19

b. Bezugsmethode

	TG	CHOL	UA
männlich	2.36 ± 0.86	6.64 ± 1.08	405 ± 100
weiblich	2.39 ± 0.96	6.51 ± 1.25	400 ± 107

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT
männlich	20.9 ± 2.56	49.5 ± 9.80	16.0 ± 2.75
weiblich	19.0 ± 2.19	43.6 ± 9.93	12.9 ± 2.34

	G-GT	UREA
männlich	1.40 ± 0.79	0.29 ± 0.20
weiblich	39.7 ± 51.8	0.28 ± 0.21

Tab. 8b

4.2.2 Fütterungsbedingter Unterschied

Bei der Zusammenstellung der Mittelwerte und Standardabweichungen der untersuchten Parameter kann nur für die Enzymaktivität der GOT/AST ein deutlicher Unterschied beobachtet werden.

Dabei liegen die mit der Bezugsmethode ermittelten Werte sowohl im Plasma (50.6 U/l), als auch im Serum (51.8 U/l) bei den Tauben, die 1 x Futter pro Tag erhielten merklich höher, als bei den ad libitum gefütterten Tieren (Plasma, 42.4 U/l; Serum, 41.7 U/l).

Die übrigen Parameter, wie Tab. 9a (Serum) und 9b (Plasma) zeigen, weisen nur minimale Unterschiede auf.

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=80) in SI-Einheiten
im SERUM und Vollblut

a. Reflotron^R

	TG	CHOL	UA
1 x Fut./Tag	2.30 ± 0.97	6.68 ± 1.11	414 ± 110
Fut. ad lib.	2.53 ± 0.85	6.72 ± 1.14	393 ± 101

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT
1 x Fut./Tag	19.8 ± 2.16	105 ± 26.7	15.4 ± 2.61
Fut. ad lib.	20.2 ± 2.76	82.2 ± 19.3	13.7 ± 2.30

b. Bezugsmethode

	TG	CHOL	UA
1 x Fut./Tag	2.36 ± 0.97	6.91 ± 1.19	416 ± 108
Fut. ad lib.	2.57 ± 0.85	6.85 ± 1.29	401 ± 102

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT
1 x Fut./Tag	19.6 ± 2.12	51.8 ± 10.5	15.2 ± 3.04
Fut. ad lib.	19.9 ± 2.85	41.7 ± 7.23	13.8 ± 2.44

	G-GT	UREA	HB	HK
1 x Fut./Tag	1.46 ± 0.75	0.30 ± 0.22	9.90 ± 0.83	0.52 ± 0.03
Fut. ad lib.	1.37 ± 0.90	0.36 ± 0.26	9.65 ± 0.61	0.52 ± 0.03

Tab. 9a

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=80) in SI-Einheiten
im PLASMA

a. Reflotron^R

	TG	CHOL	UA
1 x Fut./Tag	2.22 ± 0.94	6.52 ± 1.05	406 ± 108
Fut. ad lib.	2.47 ± 0.81	6.72 ± 1.12	390 ± 99

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT
1 x Fut./Tag	20.0 ± 2.51	107 ± 30.4	15.2 ± 3.04
Fut. ad lib.	20.3 ± 2.83	81.4 ± 19.3	13.8 ± 2.44

b. Bezugsmethode

	TG	CHOL	UA
1 x Fut./Tag	2.27 ± 0.96	6.52 ± 1.16	406 ± 108
Fut. ad lib.	2.49 ± 0.85	6.62 ± 1.18	401 ± 98

	GLU	GOT/AST	GPT/ALT	UREA
1 x Fut./Tag	19.9 ± 2.51	50.6 ± 10.8	15.2 ± 3.26	0.28 ± 0.20
Fut. ad lib.	20.0 ± 2.80	42.4 ± 7.78	13.8 ± 2.51	0.30 ± 0.22

Tab. 9b

4.2.3 Tageszeitliche Schwankungen

Die Tageszeitlichen Schwankungen lassen bei der Zusammenstellung der Mittelwerte folgende Tendenzen erkennen:

Triglyceride, Harnsäure und Harnstoff weisen um 7 Uhr eine geringgradig niedrigere Plasma- und Serumkonzentration auf, zu den ansonsten relativ konstanten Werten der übrigen Meßzeiten.

Glucose zeigt um 12 Uhr ein Konzentrationsmaximum mit Plasmawerten von 22.2 mmol/l (Serum, 21.8 mmol/l), das bis 17 Uhr auf ein Minimum von 18.3 mmol/l im Plasma (Serum, 18.0 mmol/l) abfällt, um dann wieder bis 21 Uhr fast auf die 7-Uhr-Plasma-Konzentration von 20.4 mmol/l (Serum, 20.4 mmol/l) anzusteigen.

Für die Enzymaktivität der GPT/ALT in Plasma und Serum kann eine minimale Steigerung um 12 Uhr, zu den ansonsten relativ konstanten Meßwerten der übrigen Blutentnahmezeiten beobachtet werden.

Bei der G-GT zeigen die Ergebnisse am Morgen (7 Uhr) und am Abend (21 Uhr) geringfügig gesteigerte Aktivitäten, während der Blutspiegel sich im Tagesverlauf als gleichbleibend darstellt.

Bei Cholesterin, Hämoglobin und GOT/AST kann kein Einfluß der Tageszeit auf die Blutspiegel festgestellt werden.

Die Tabellen 10 a-1 bis 9 (Serum), sowie 10 b-1 bis 7 (Plasma) führen die Mittelwerte und Standardabweichungen zu den verschiedenen Tageszeiten auf.

In Abb. 7.1-9 sind die Tendenzen der tageszeitlichen Schwankung für die Serumwerte graphisch dargestellt.

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=40) im SERUM

G-GT bei 25°C in U/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETHODE
7 Uhr		1.45 $\pm$ 0.73
12 Uhr		1.27 $\pm$ 0.92
17 Uhr		1.21 $\pm$ 0.70
21 Uhr		1.72 $\pm$ 0.89

Tab. 10a-9

Graphische Darstellung (Serum)

Tageszeitliche Schwankung G-GT (bei 25°C)

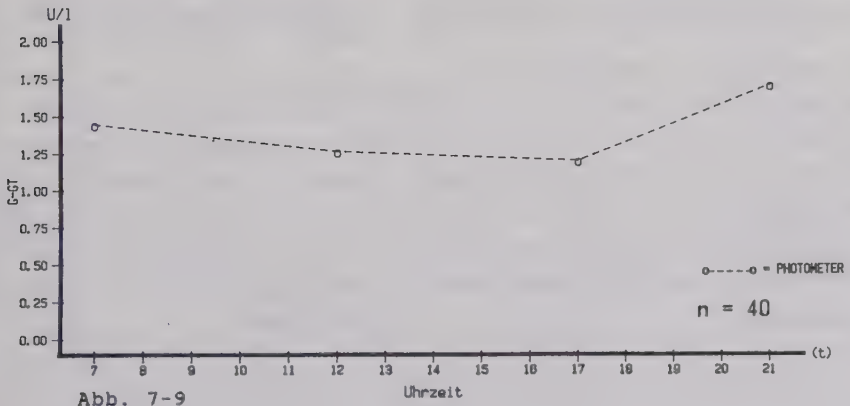


Abb. 7-9

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=40) im SERUM

im PLASMA

TRIGLYCERIDE in mmol/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7 Uhr	1.94 $\pm$ 0.83	1.94 $\pm$ 0.84
12 Uhr	2.44 $\pm$ 0.80	2.50 $\pm$ 0.81
17 Uhr	2.63 $\pm$ 0.98	2.70 $\pm$ 0.96
21 Uhr	2.65 $\pm$ 0.91	2.72 $\pm$ 0.86

Tab. 10a-1

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
	1.90 $\pm$ 0.82	1.87 $\pm$ 0.84
	2.35 $\pm$ 0.71	2.38 $\pm$ 0.72
	2.58 $\pm$ 0.96	2.64 $\pm$ 0.98
	2.54 $\pm$ 0.87	2.61 $\pm$ 0.87

Tab. 10b-1

CHOLESTERIN in mmol/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7 Uhr	6.74 $\pm$ 1.19	6.87 $\pm$ 1.18
12 Uhr	6.55 $\pm$ 1.30	6.61 $\pm$ 1.47
17 Uhr	6.92 $\pm$ 1.10	7.13 $\pm$ 1.23
21 Uhr	6.59 $\pm$ 0.88	6.89 $\pm$ 1.01

Tab. 10a-2

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
	6.58 $\pm$ 0.93	6.56 $\pm$ 0.97
	6.52 $\pm$ 1.18	6.42 $\pm$ 1.40
	6.88 $\pm$ 1.25	6.82 $\pm$ 1.32
	6.45 $\pm$ 0.91	6.48 $\pm$ 0.90

Tab. 10b-2

Graphische Darstellung (Serum)

Tageszeitliche Schwankung TRIGLYCERIDE

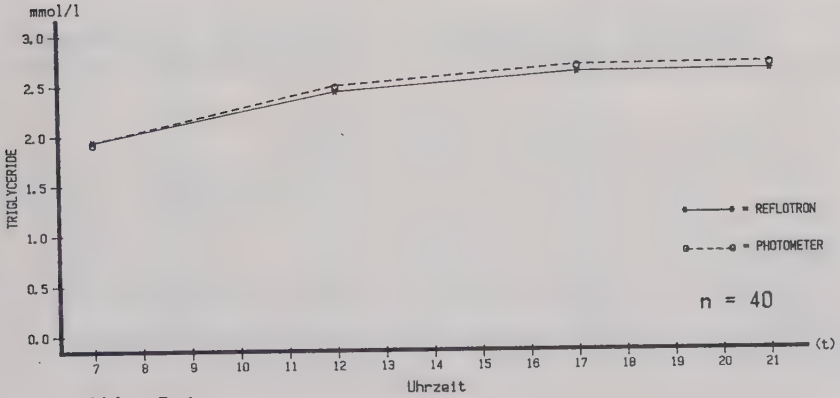


Abb. 7-1

Tageszeitliche Schwankung CHOLESTERIN

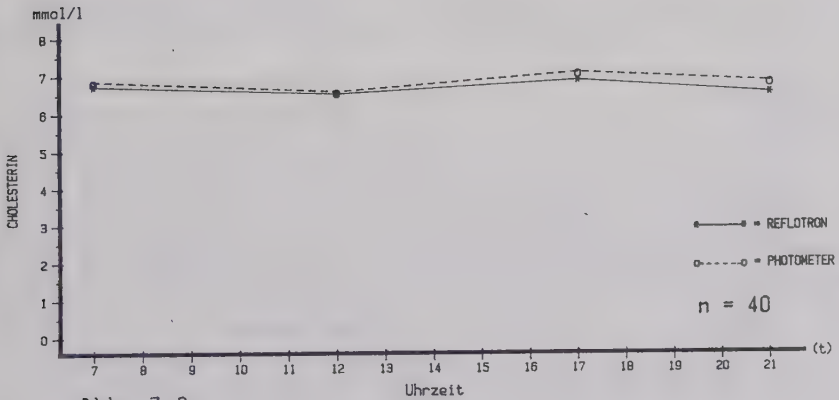


Abb. 7-2

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=40) im SERUM

im PLASMA

HARNSÄURE in $\mu\text{mol/l}$

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7 Uhr	359 $\pm$ 97.6	366 $\pm$ 97.0
12 Uhr	418 $\pm$ 112	426 $\pm$ 115.2
17 Uhr	427 $\pm$ 103	424 $\pm$ 99.5
21 Uhr	409 $\pm$ 99.4	419 $\pm$ 99.3

Tab. 10a-3

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
	356 $\pm$ 111	363 $\pm$ 98.7
	411 $\pm$ 111	415 $\pm$ 113
	421 $\pm$ 97.5	428 $\pm$ 95.1
	407 $\pm$ 99.7	403 $\pm$ 96.7

Tab. 10b-3

GLUCOSE in mmol/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7 Uhr	20.4 $\pm$ 2.00	19.9 $\pm$ 2.29
12 Uhr	21.8 $\pm$ 1.98	21.5 $\pm$ 2.47
17 Uhr	18.0 $\pm$ 2.11	18.0 $\pm$ 1.96
21 Uhr	19.9 $\pm$ 2.69	19.5 $\pm$ 2.01

Tab. 10a-4

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
	20.4 $\pm$ 2.38	20.0 $\pm$ 2.35
	22.2 $\pm$ 2.23	22.0 $\pm$ 2.36
	18.3 $\pm$ 2.21	18.3 $\pm$ 1.99
	19.6 $\pm$ 2.35	19.5 $\pm$ 2.11

Tab. 10b-4

Graphische Darstellung (Serum)

Tageszeitliche Schwankung URIC ACID

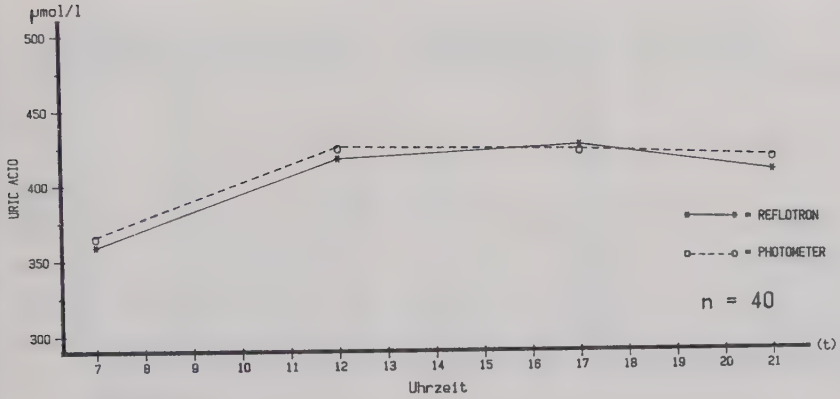


Abb. 7-3

Tageszeitliche Schwankung GLUCOSE

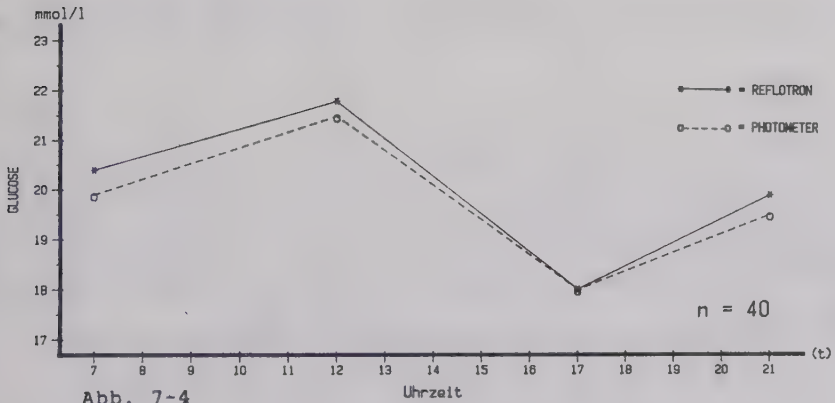


Abb. 7-4

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=40) im SERUM

im PLASMA

GOT/AST bei 25°C in U/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7 Uhr	94.9 $\pm$ 26.7	46.6 $\pm$ 10.4
12 Uhr	94.8 $\pm$ 25.8	47.7 $\pm$ 10.8
17 Uhr	93.4 $\pm$ 25.4	47.6 $\pm$ 10.1
21 Uhr	91.0 $\pm$ 26.2	45.3 $\pm$ 10.4

Tab. 10a-5

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
	93.7 $\pm$ 27.9	46.2 $\pm$ 10.9
	96.8 $\pm$ 28.2	47.6 $\pm$ 10.1
	95.4 $\pm$ 29.9	47.3 $\pm$ 9.96
	90.0 $\pm$ 28.8	43.6 $\pm$ 9.93

Tab.10b-5

GPT/ALT bei 25°C in U/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7 Uhr	14.3 $\pm$ 2.54	14.4 $\pm$ 2.68
12 Uhr	15.1 $\pm$ 2.82	14.8 $\pm$ 3.03
17 Uhr	14.5 $\pm$ 2.35	14.6 $\pm$ 2.52
21 Uhr	14.3 $\pm$ 2.63	14.3 $\pm$ 2.92

Tab. 10a-6

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
	14.4 $\pm$ 2.52	14.5 $\pm$ 2.40
	15.1 $\pm$ 3.13	15.0 $\pm$ 3.58
	14.1 $\pm$ 2.51	14.0 $\pm$ 2.61
	14.4 $\pm$ 3.16	14.4 $\pm$ 3.24

Tab. 10b-6

Graphische Darstellung (Serum)

Tageszeitliche Schwankung GOT (bei 25⁰ C)

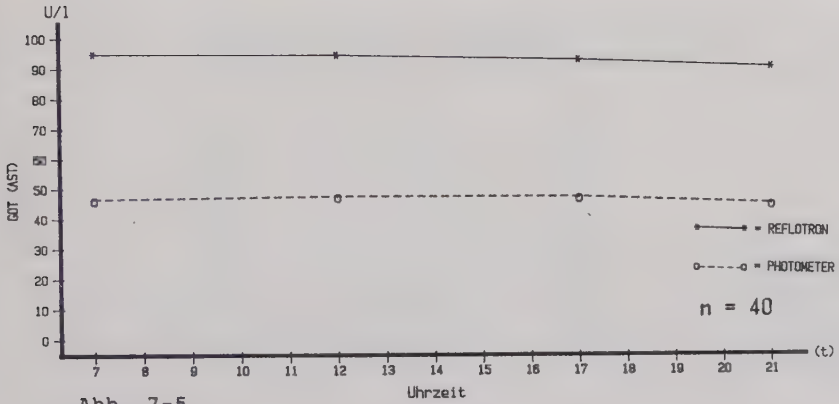


Abb. 7-5

Tageszeitliche Schwankung GPT (bei 25⁰ C)

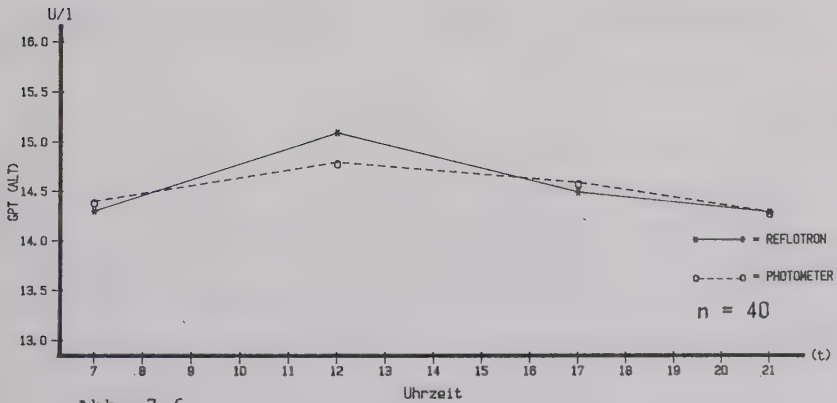


Abb. 7-6

Mittelwerte $\bar{x}$ (n=40) im SERUM im PLAMA
bzw. Vollblut

HÄMOGLOBIN in mmol/l und HÄMATOKRIT in %

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.	HÄMATOKRIT
7 Uhr		9.71 ± 0.74	51.4 ± 3.17
12 Uhr		9.77 ± 0.86	52.1 ± 2.94
17 Uhr		9.79 ± 0.70	52.0 ± 2.75
21 Uhr		9.83 ± 0.65	51.1 ± 3.02

Tab. 10a-8

HARNSTOFF in mmol/l

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
7Uhr		0.22 ± 0.18
12 Uhr		0.36 ± 0.26
17 Uhr		0.36 ± 0.23
21 Uhr		0.35 ± 0.24

Tab. 10a-7

	REFLOTTRON	BEZUGSMETH.
		0.19 ± 0.19
		0.34 ± 0.20
		0.31 ± 0.19
		0.30 ± 0.22

Tab. 10b-7

Graphische Darstellung (Vollblut, Serum)

Tageszeitliche Schwankung HAEMOGLOBIN

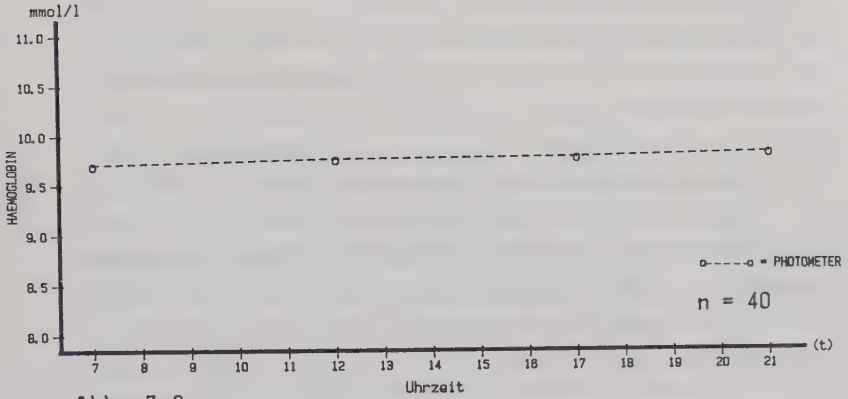


Abb. 7-8

Tageszeitliche Schwankung HARNSTOFF

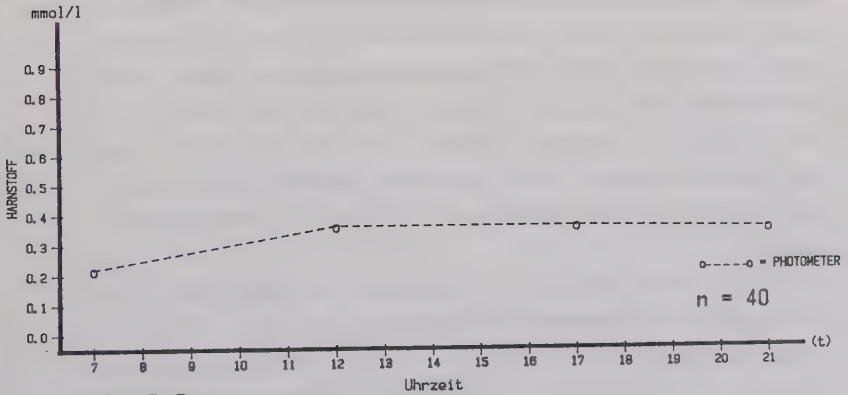


Abb. 7-7

4.3 Viskositätsuntersuchungen

In Tabelle 11 a (Vollblut) sind die ermittelten Viskositätswerte nach den unterschiedlichen Drehzahlen und Temperaturen geordnet.

Dabei liegen die Ergebnisse des Vogelblutes ungefähr in den Bereichen, die für Menschen als Physiologisch erachtet werden:

	D=0.7 s ⁻¹ in mPa s	D=2.4 s ⁻¹ in mPa s	D=94.5 s ⁻¹ in mPa s	T in °C	HK in %
MÄNNER	14 - 29	9 - 18	4.2 - 5.4	37	39 - 48
FRAUEN	12 - 25	7 - 14	3.8 - 5.0	37	36 - 44

Zu beobachten ist, daß Taubenblut bei Körperkerntemperatur eher den für Frauen angegebenen Bereich abdeckt, während bei Raumtemperatur die Ergebnisse annähernd den für Männer ermittelten Daten entsprechen. Diese Tatsache ist in Abhängigkeit des Hämatokrits zu sehen, der die Viskosität maßgeblich beeinflusst, und in der bei 42°C untersuchten Gruppe (42.8%) eher in die weibliche Kategorie fällt. Bei den Proben, die bei Raumtemperatur (22°C) gemessen wurden, entspricht der Mittelwert des Hämatokrits (47.7%) der männlichen Norm.

Von Verallgemeinerungen der gewonnenen Ergebnisse, in Anbetracht der geringen Probenanzahl und der auftretenden starken Schwankung bei den einzelnen Messungen, wird abgesehen. Dazu bedarf es weiterführende,

eingehende Untersuchungen über das hämorheologische Verhalten von Vogelblut mit solch hochwertigen Meßsystemen.

Tabelle 11 b gibt die Mittelwerte und Standardabweichungen der aus Probenpools ermittelten Plasmaviskosität von Taubenblut.

Dabei liegen die Werte (0.838 ± 0.040 mPa s, 42°C ; 0.973 ± 0.043 mPa s, 22°C) unterhalb des für den Menschen angegebenen physiologischen Bereiches von: $1.10 - 1.24$ mPa s bei 37°C .

Dies würde bedeuten, das Taubenblut eine niedrigere Plasmaviskosität besitzt. Auch hier sollten nachfolgende Studien diese Behauptung erhärten.

a. Vollblutviskosität bei Körperkern- und Raumtemperatur

Mittelwert $\bar{x}$ (n=10) und Standardabweichung s

n	D=0.7 s ⁻¹ in mPa s	D=2.4 s ⁻¹ in mPa s	D= 94.5 s ⁻¹ in mPa s	T in °C	HK in %
10	11.1 + 1.06	8.62 + 0.723	4.85 + 0.270	42	42.8 + 7.82
10	21.5 + 6.60	15.4 + 4.17	6.52 + 1.726	22	47.7 + 6.91

Tab. 11a

b. Plasmaviskosität

Mittelwert $\bar{x}$ (n=10) und Standardabweichung s

n	bei 42°C in mPa s	bei 22°C in mPa s
10	0.838 + 0.040	0.973 + 0.043

Tab. 11b

5.0 DISKUSSION

In der Arbeit wurde die Anwendbarkeit eines labordiagnostischen Schnelltestes (Reflotron[®], Boehringer Mannheim) für die Blutanalyse bei klinisch gesunden Stadttauben überprüft. Zusätzlich berücksichtigt wurde die Einflußnahme von Fütterungszustand, Tageszeit und Geschlecht auf die einzelnen Parameter, sowie die Viskosität von Blut und Plasma.

Die Prüfung zeigte, daß das Reflotron[®]-System die Plasma- und Serumkonzentrationen von Glucose, Harnsäure, Triglyceride und Cholesterin, sowie die Enzymaktivität der GPT (ALT) mit sehr guter bis zufriedenstellender Präzision und Richtigkeit über einen ausreichend großen Meßbereich erfaßt.

Eine gewisse Unpräzision ergab sich für die Aktivität der GOT (AST). Dabei sollte berücksichtigt werden, daß Metabolite sich nach dem Endwert-Verfahren präziser bestimmen lassen, als die katalytische Aktivität von Enzymen (BERGMEYER, 1977).

Die ebenfalls bei diesem Enzym beobachtete systematische Diskrepanz der Ergebnisse im Methodenvergleich, scheint auf einer unterschiedlichen Umsetzung der benutzten Substrate zu beruhen. So wurde für die photometrische Bestimmungsmethode L-Aspartat eingesetzt, während auf den Reflotron[®]-Reagenzträgern Alaninsulfonat verwandt wird. Dieses Substrat scheint von der aviären GOT besser umgesetzt zu werden, sodaß mit dem Reflotron[®] höhere Aktivitäten im Plasma und Serum gefunden werden. Durch Division mit dem Faktor

2.30 (Serum), bzw. 2.53 (Plasma) kann eine grobe rechnerische Angleichung an die Meßwerte der Bezugsmethode erzielt werden. Ähnliches Verhalten, wenn auch in umgekehrter Richtung, zeigt die GOT des Hundes, die Alaninsulfamat relativ schlechter umzusetzen scheint. Daraus resultieren, in Relation zu den gewohnten naßchemischen Messungen, niedrigere Werte (BOEHRINGER MANNHEIM, 1987). Beim Menschen zeigen die unterschiedlichen Meßmethoden vergleichbare Ergebnisse (TRITSCHLER, 1987).

Durch die Entwicklung eines dreidimensionalen Netzwerkes aus Glasfasern, die unregelmäßige Kanäle bilden, ist es möglich, auf den Teststreifen Plasma von Vollblut abzutrennen und Blut direkt als Probenmaterial einzusetzen.

Dieser Vorteil kann nach den bisher gemachten Erfahrungen bei Taubenblut nicht genutzt werden.

So erwiesen sich die anfänglichen Erfolge mit EDTA-Vollblutverdünnungen als unbeständig. Durch Zusatz unterschiedlicher Verdünnungsmedien, (physiologische Kochsalzlösung, Phosphatgepufferte Kochsalzlösung (PBS), Tyrodelösung, Ringer-Lösung), sowie verschiedener Antikoagulantien (Lithium-Heparinat; Ammonium-Heparinat; EDTA) ließen sich auf den Teststreifen keine ausreichenden Fließeigenschaften beobachten. Dabei beeinflussten hauptsächlich die Antikoagulantien die Fließeigenschaft des Blutes, während die Verdünnungslösungen nur eine untergeordnete Rolle spielten. EDTA zeigte deutlich bessere Auswirkungen auf das Fließverhalten als Heparin. Diese Beobachtung könnte

für die Möglichkeit einer Änderung der Zellmorphologie sprechen, wie FOURIE (1977) sie für EDTA-Konzentrationen von über 2mg/ml Blut bei Tauben beschreibt.

Die Vermutung, daß die Blut- und Plasmaviskosität von Tauben sich negativ auf das Fließverhalten auswirken, konnte durch die Viskositätsuntersuchungen nicht bestätigt werden.

So zeigte Taubenblut Viskositätswerte, die annähernd dem physiologischen Bereich des Menschen entsprechen. Hierzu sei anzumerken, daß für die Bestimmung der Blutviskosität von Vögeln erstmalig ein solch hochwertiges Meßsystem benutzt wurde. In weiterführenden Untersuchungen sollte das hämorheologische Verhalten von Vogelblut auf solchen Anlagen eingehender überprüft werden.

Da diese Ergebnisse auf einem Rotationsviskosimeter ermittelt wurden, geben sie die dynamische (absolute) Viskosität wieder. Ein Vergleich mit den in der Literatur aufgeführten scheinbaren (relativen) Viskositäten ist nur schwer möglich, da die Ergebnisse von kapillarviskosimeterischen Bestimmungen meist ohne Angaben der einwirkenden Schergeschwindigkeit erfolgen. Eine Interpretation der scheinbaren Viskosität von Nicht-Newton'schen Flüssigkeiten (siehe S.33) bereitet ohnehin Schwierigkeiten (WELLS et al., 1961). In einer eingehenden Untersuchung über die Einflüsse der Blutfluidität des Menschen auf dem Reflotron[®]-System, konnten ERNST und LEINBERGER (1988) bei Blutproben mit ausgeprägten hämorheologischen Veränderungen (HK bis 55%, Plasmafibrinogengehalt von 6.2

g/dl) keine Beeinträchtigung des Testresultates feststellen.

Aus diesen Darstellungen läßt sich folgern, daß weniger die Plasma- bzw. Blutviskosität als vielmehr die Erthrozytenaggregation für das schlechte Fließverhalten auf den Teststreifen verantwortlich ist. Die zur Aggregation führenden molekularen und biochemischen Interaktionen an der Zelloberfläche sind noch weitgehend unbekannt.

So wurde, außerhalb der im Versuchsaufbau besprochenen Untersuchungen, die Filterabilität des Blutes auf einem Filterometer (St. George's Filtrometer) gemessen. Festgestellt wurde, daß bei dem gleichen Druck (2.5cm H₂O), der auch bei der Untersuchung des menschlichen Blutes angewandt wird, die Blutsäule innerhalb einer Minute in Stagnation geriet. Durch Erhöhung des Druckes (6.5cm H₂O) konnte diese Stagnation überwunden werden. Dabei zeigte das ebenfalls unter diesen Bedingungen getestete Menschenblut die ungefähr zwölfwache Filtrationsrate.

Denkbar wäre, daß der bei Tauben hohe Erythrozytenanteil, sowie deren Morphologie (Größe, kernhaltig) zu einer Anhäufung von Zellaggregaten führt. Diese Zellaggregate könnten zu einer Verlegung von Kanälen im Trennvlies führen, und somit die Plasmavolumina im Transportvlies in einem Maße vermindern, daß es zu Fehlmessungen kommt.

Zur Lösung dieses Phänomens bedarf es weiterer, eingehender Untersuchungen über die Einflußnahme verschiedener Antikoagulantien auf Vogelblut. Zu dem hämorheologischen Verhalten des Vogelblutes auf den

Teststreifen könnten mikroskopische Untersuchungen aufklärend beitragen.

Die bisherigen Erfahrungen mit dem Reflotron^R basieren vorwiegend auf Prüfungen, die das Blut verschiedener Säuger (Hund und Katze, HIRSCHBERGER 1987; Schwein und Schaf, BICKHARDT und MEYER, 1987) in ihre Untersuchungen einbeziehen. Eigene Untersuchungen an Taubenblut ergaben, daß das Reflotron^R-System auch als Analyseverfahren für Vogelblut geeignet ist. Gewisse Einschränkungen bestehen im Hinblick auf die Bestimmung von GOT, sowie die Anwendung von Vollblut als Probenmaterial. Zu ähnlichen Ergebnissen kommen auch HAHN und KUMMERFELD (1988).

Auf die untersuchten Blutparameter machte sich der Einfluß von Futteraufnahme, Geschlecht und Tageszeit unterschiedlich bemerkbar. Dabei wurden die festgestellten Unterschiede alle stark von der individuellen Spannbreite der einzelnen Parameter überlagert. Über die Ermittlung der Mittelwerte und Standardabweichungen hinaus wurde aus diesem Grunde auf zusätzliche statistische Verfahren verzichtet. Es erschien sinnvoller die gewonnenen Ergebnisse mit denen anderer Autoren zu vergleichen.

So zeigten die Glukosekonzentrationen einen auffallenden, circadianen Rhythmus. Um zwölf Uhr wurden Höchstwerte erreicht, während um siebzehn Uhr die niedrigsten Blutglucosekonzentrationen bestimmt werden konnten. Für die Taube wird ein ähnlicher Befund von LUMEIJ (1987), für das Haushuhn von SMITH (1972)

und DAVISON (1975) bestätigt. Dabei werden direkte und indirekte Zusammenhänge mit der Lichtintensität sowie der hormonellen (Nebennierenrindenhormone) Steuerung des Kohlehydratstoffwechsels aufgezeigt.

Das Geschlecht, sowie die gewählten Fütterungsbedingungen scheinen nur geringfügig Einfluß auf die Glucosespiegel zu nehmen, was in Einklang mit den Angaben der Literatur steht (KUMMERFELD et al., 1985; ERDÖS und FONTAINE, 1978).

Die aus vorliegender Untersuchung hervorgehende Spannbreite der Glucosekonzentration (14.5 - 25.5 mmol/l), deckt die in der Literatur aufgeführten Werte zum Großteil ab. Die von ERDÖS und FONTAINE (1978) gefundenen, erheblich niedrigeren Blutglucosespiegel dürften durch hier nicht berücksichtigte Einflüsse (Rasse, Unterbringung, Jahreszeit, etc.) bedingt sein.

LUMEIJ (1987) und einige andere Autoren berichteten über starke Schwankungen des Blutharnsäurespiegels. Dies konnte durch vorliegende Untersuchung bestätigt werden. So lag der kleinste gemessene Wert bei 170 μ mol/l, der größte hingegen bei 834 μ mol/l. In Anbetracht dieser Spannweite scheinen die gelegentlich geäußerten Zweifel an der Aussagekraft dieses Parameters als Indikator für die Nierenfunktion berechtigt. Inwieweit dies für Ziervögel zutrifft, bleibt weiteren Untersuchungen vorbehalten.

Das Geschlecht zeigte keinen Einfluß auf die Blutkonzentrationen von Harnsäure und Harnstoff. BAUMANN (1980) sowie ERDÖS und FONTAINE (1978) kommen zu ähn-

lichen Ergebnissen. Ebenso konnte keine Abhängigkeit von der Fütterungstechnik gefunden werden.

Eine tageszeitliche Rhythmik des Harnsäurespiegels, mit einem Maximum um 20 Uhr, wie KOUDELA und VRBENSKA (1977) sie beim Haushuhn beobachteten, ließ sich für die Taube nicht nachweisen. Hier zeigten Harnsäure und Harnstoff geringgradig niedrigere Konzentrationen um 7 Uhr, während zu den übrigen Zeiten die Blutspiegel relativ konstant blieben.

Die Ergebnisse der Cholesterin- und Triglyceridbestimmungen stimmen weitgehend mit denen von BELL et al. (1970), YOUNG (1974), LANGELIER et al. (1975) und SUBIAH et al. (1976) beschriebenen Konzentrationen überein.

Dabei ließ sich der in der Literatur (LORENZ, 1938; STURKIE, 1976) angeführte deutliche Anstieg der Blutlipide bei weiblichen Tieren kurz vor Legebeginn nicht beobachten, da die weiblichen Tauben getrennt in separaten Räumlichkeiten untergebracht waren.

Ebenso konnte durch den gewählten Versuchsaufbau kein fütterungsbedingter Einfluß nachgewiesen werden. Dazu bedarf es einer gezielten Studie, in der die Futterzusammensetzung entsprechend variiert wird.

Ein geringer tageszeitlicher Einfluß auf die Blutlipidkonzentrationen zeigte sich nur für die Triglyceride. Wie bei den Bestimmungen von Harnstoff und Harnsäure wurden die geringsten Konzentrationen morgens gemessen.

Bei den Aktivitätsbestimmungen der Transferasen tra-

ten mehr oder weniger markante Unterschiede auf. So bestätigten die eigenen Ergebnisse, die von BARON (1980) und ERDÖS und FONTAINE (1978) gefundenen deutlich höheren GOT/AST-Aktivitäten bei männlichen Tauben. Ebenfalls deutlich höhere GOT/AST-Aktivitäten wurden in der vorliegenden Untersuchung im Blut der limitiert gefütterten Tauben gemessen. Ein Hinweis auf die Richtigkeit dieses Befundes ergibt sich aus der Untersuchung von GESSLER (1965), der für das Haushuhn einen Anstieg der GOT/AST-Aktivität nach Futterentzug beschreibt.

Für die GPT/ALT-Aktivitäten, die diese Ausprägungen in wesentlich geringerem Ausmaß zeigten, finden sich keine Anhaltspunkte in der Literatur.

Ein überraschender Befund ergab sich im Zusammenhang mit den geschlechtsspezifischen Unterschieden für die Aktivitäten der G-GT. So zeigten 90.4% der weiblichen Plasmen, im Vergleich zu den korrespondierenden Seren, eine bis zu hundertfach erhöhte Enzymaktivität. Offenbar wird dabei der Reaktionsmechanismus der Bestimmungsmethode (PERSIJN und VAN DER SLIK, 1976) durch einen im weiblichen Plasma befindlichen Faktor, auf bisher nicht geklärte Weise gestört.

Ein ähnliches Phänomen wird von KELLER (1985) und BICKHARDT und MEYER (1987) auf dem Replotron^R-System für die G-GT des Schweines beobachtet, wobei diese Störungen sicherlich nicht im Zusammenhang mit dem Geschlecht der Tiere stehen.

Die Klärung dieses Phänomens, bzw. seine Verwertung für die Geschlechtsbestimmung beim Vogel, erfordert weiterführende, eingehende Untersuchungen.

Da alle Faktoren, die auf die Erythropoese einwirken sich auch in den Hämoglobin- und Hämatokritwerten niederschlagen, lagen die ermittelten Hämatokritwerte der männlichen Tauben merklich höher. Dafür werden hormonelle Einflüsse verantwortlich gemacht, wobei dem Androgen ein steigernder Effekt auf die Erythrozytenzahl zugesprochen wird (STURKIE, 1976).

Für die Hämoglobinkonzentration konnte ein derart geschlechtsspezifischer Einfluß nicht festgestellt werden.

Fütterungszustand und Tageszeit hatten nur minimale Auswirkungen auf die beiden Blutparameter.

Wie auch BELL et al. (1964) in einer hämatologischen Studie beschreiben, hatten in der vorliegenden Untersuchung die regelmäßigen Blutentnahmen (2-3 ml/Entnahme; mindestens eine Woche Pause), die sich über einen Zeitraum von sechs Monaten erstreckten, keine Veränderung der Hämoglobinkonzentration und des Hämatokrits zur Folge.

Abschließend sei bemerkt, daß sich bei der Bestimmung eines Blutparameters in jedem Meßergebnis eine bestimmte Kombination von endo- und exogenen Faktoren widerspiegelt. Zu nennen sind Einflüsse auf das Tier selbst, die Technik der Probengewinnung und -aufbereitung, sowie die gewählte Meßmethode. Deshalb sollten Richtwerte nicht als absolut angesehen werden, sondern die ihnen zugrunde liegende biologische und methodische Variabilität berücksichtigt werden.

6.0 ZUSAMMENFASSUNG

Reflotron[®], der Firma Boehringer Mannheim, wurde mit laborüblichen "naßchemischen" Analyseverfahren verglichen, wobei zusätzlich der Einfluß von Tageszeit, Futteraufnahme und Geschlecht berücksichtigt wurde.

Als Untersuchungsmaterial für die Bestimmungen von Glucose, GOT/AST, GPT/ALT, G-GT, Cholesterin, Triglyceride, Harnstoff und Harnsäure dienten Plasma- und Serumproben von klinisch gesunden Stadttauben (*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana). Vollblut konnte wegen des unzureichenden Fließverhaltens auf den Teststreifen nicht angewandt werden.

Nur mit der Bezugsmethode erfolgten die Analysen von Harnstoff und G-GT, da die Konzentrationen in Taubenblut unterhalb des Meßbereiches des Reflotron[®] liegen.

Bei der Überprüfung des Reflotron[®] lagen die ermittelten Variationskoeffizienten bis auf die Ergebnisse der GOT/AST-Bestimmungen in guten bis zufriedenstellenden Bereichen (VK<5%). Die Richtigkeit der Meßergebnisse des Reflotron[®] wurde durch Vergleich der mit der Bezugsmethode ermittelten Werte geprüft. Dabei konnte ein deutlicher Unterschied bei der GOT/AST-Bestimmung festgestellt werden. Eine grobe rechnerische Angleichung der Ergebnisse des Reflotron[®] an die Ergebnisse der Bezugsmethode kann durch Division mit dem Faktor 2.30 (Serum) bzw. 2.53 (Plasma) erzielt werden. Für die übrigen Parameter zeigten sich keine signifikanten Unterschiede.

Der Einfluß von Futteraufnahme, Geschlecht und Tageszeit wurde von der festgestellten individuellen Schwankungsbreite der einzelnen Parameter stark überlagert.

Estimation of Blood Parameters in the Pigeon (*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana) by Means of "Reflotron^R.

SUMMARY

The Reflotron^R of the Boehringer Mannheim Company was compared with the usual laboratory "wet chemical" analysis processes. In addition, the influence of time of day, feed intake and gender were taken into consideration.

Plasma and serum samples taken from clinically healthy rural pigeons (*Columba livia*, Gmel., 1789, forma urbana) were used as testing material to determine glucose, GOT/AST, GPT/ALT, G-GT, cholesterol, triglycerides, urea and uric acid. Whole blood could not be used on the test strip, because of its inadequate fluidity.

The analysis of urea and G-GT could be made only with the reference method, since the concentrations in pigeon blood are below the measuring range of the Reflotron^R.

In testing the precision of the Reflotron^R, the variation coefficients obtained were within good-to-satisfactory range ($VK < 5\%$), except for the results of the GOT/AST measurements. The accuracy of the measurements of the Reflotron^R was tested by comparing them with the values obtained using the reference method. A definite discrepancy in the GOT/AST values could be seen. A rough calculated adaption of the results from the Reflotron^R to the results of the reference method can be attained through division by the factor 2.30 (serum) or 2.53 (plasma). No significant differences could be seen for the remaining parameters.

The influence of food intake, gender and time of day was strongly superposed by the established individual fluctuation range of the parameters.

Evaluación de algunos parámetros sanguíneos de la paloma (Columba livia, Gmel., 1789, forma urbana) usando el analizador Reflotron^R.

RESUMEN

Se compararon los resultados obtenidos con el aparato analizador a "química seca" con los elaborados con métodos comunes de "química líquida" tomando en cuenta la influencia de hora del día, alimentación y sexo. Examinando muestras de plasma y suero sanguíneos de palomas (Columba livia, Gmel., 1789, forma urbana) evaluando los valores de glucosa, GOT/AST, GPT/ALT, G-GT, Colesterol, triglicéridos, urea y ácido úrico. Sangre entero no se pudo usar por su flujo insuficiente en la tira de reacción.

El análisis de urea y G-GT logró solamente con el método líquido, porque sus concentraciones en la sangre de palomas quedaron bajo del nivel de sensibilidad del Reflotron^R.

Controlando la precisión del Reflotron^R los coeficientes de variación medidos se encontraron en rango bueno hasta suficiente (<5%) excepto resultados de la medición de GOT/AST. Entre los resultados obtenidos con Reflotron^R y con el método líquido se encontró una diferencia marcada de los valores de GOT/AST. Una nivelación matemática gruesa entre los resultados obtenidos con los dos métodos se logra por división de los valores elaborados con "química líquida" por el factor 2.30 (suero) o 2.53 (plasma) respectivamente en el caso de GOT/AST. No hubo diferencias significativas en los otros parámetros examinados.

La influencia de alimentación, sexo y hora del día interfirió fuertemente con la oscilación individual de los parámetros medidos.

7.0 LITERATURVERZEICHNIS

- ALLGÄUER, M., (1981) Untersuchung zur Problematik von Methoden zur Beurteilung der Fließfähigkeit des Blutes und ihrer Beeinflussung durch Pentoxifyllin, Med. Diss., München, 2-10.
- BALASCH, J., PALOMEQUE, L., PALACIOS, L., MUSQUERA, S., JIMENEZ, M., (1974), Hematological Values of some great flying and aquatic-diving birds, *comarative biochemistry and physiology*, 49, 137-145.
- BALASCH, J., ET AL, (1973), Comparative heamatological values of several Galliformes, *Poult. Sci.*, 52, 1531-1534.
- BANNISTER, D.W. AND BURNS, A.B., (1974), Interference by urate in the determination of plasma glucose. *Brit. Poult. Sci.*, 15, 421-425.
- BARON, H.-W., (1980), Die Aktivitätsmessung einiger Enzyme im Blutplasma, bzw. Serum verschiedener Vogelspezies, Vet. Med. Diss.
- BAUMANN, C.-R., (1980), Harnsäurebestimmungen im Blutplasma bei verschiedenen Vogelarten, Med. Vet. Diss. München.
- BELL, D.J., (1957), Tissue components of the Domestic Fowl, Blood urea, *Biochem. J.*, 67, 33-36.

- BELL, D.J., BIRD, T.P., MC INDOE, W.M., (1964),
Changes in erythrocyte levels and mean corpuscular hemoglobin concentration in hens during the laying circle, *Comp. Biochem. Physiol.*, 14, 83.
- BELL, D.J., FREEMANN, B.M., (1971), Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl, Vol.2, Academic Press, London, New York, 841-930, 963-970.
- BELL, F.P., LOFLAND, H.B., STOKES, N.A., (1970),
Cholesterol flux in vitro in aortas of cholesterol-fed and non-cholesterol-fed pigeons, *Atherosclerosis*, 11, 235-246.
- BERGMEYER, H.U., (1970) Methoden der enzymatischen Analyse, 3. Auflage, III. Band, Verlag Chemie, Weinheim, New York.
- BERGMEYER, H.U., (1977), Grundlagen der enzymatischen Analyse, 1. Auflage, Verlag Chemie, Weinheim, New York, 229-246.
- BICKHARDT, K., MEYER, B., (1987),, Anwendung des Reflotron^R-System für die Labordiagnostik bei Schaf und Schwein, *Tierärztl. Prax.*, 15, 1-5.
- BIERER, B.W., ELEAZER, T.H., ROEBUCK, D.E., (1964),
Effects of certain environmental factors on temperature and blood of chicks, *J. Am. Vet. Med. Ass.*, 144, 731-733.

BOEHRINGER MANNHEIM, (1985), Workshop Report, Reflotron^R-System,

BOEHRINGER MANNHEIM, (1981), Laboruntersuchungen für die Diagnose und Verlaufskontrolle in der Veterinärmedizin, 223-224.

BOEHRINGER MANNHEIM, (1987), Interne Mitteilung, Vet-Info 5.

BOND, G.F., GILBERT, P.W., (1958), Comparative study of blood volume in representative aquatic and non-aquatic birds, *Am. J. Physiol.*, 194, 519-521.

BÜNEMANN, C. & KRUSE-JARRES, J.D., (1974), Enzymatische Harnsäurebestimmung mit einer polarographischen Sauerstoffelektrode, *Dt. Ges. f. Klin. Chem. e. V.- Mitteilungen* 2, 56.

CARSTENSEN, C.A., MURAWSKI, R., KOLLER, P.U., (1985), Analytical Evaluation of Reflotron^R Triglycerides, *J. Clin. Chem. Clin. Biochem.*, 23, 608.

CHAUDURI, S., SADLIN, D.P., (1961), Thermoglycaemic response and the adrenergic system in pigeons, *Quart., J. Exp. Physiol.*, 46, 8-13.

CHOU, S.T., (1972), Relative importance of liver and kidney synthesis of uric acid in chickens, *Can. J. Physiol. Pharmacol.*, 50, 936-939.

- COHEN, R.R., (1967) Anticoagulation, centrifugation time, and sample replicate number in the microhematocrit method for avian blood, *Poult. Sci.*, 46, 214-218.
- DAVISON, T.F. (1975), The effects of multiple sampling by cardiac puncture and diurnal rhythm on plasma glucose and hepatic glycogen of the immature chicken, *Comp. Biochem. Phys.*, 50, 6569-573
- DEIN, F.J., (1984), Laboratory manual of avian hematology, Association of Avian Veterinarians, East Northport, NY
- DENNING, A.D., WATSON, J.H., (1906), The viscosity of blood, *Proc. Roy. Soc. London, Ser. B* 78, 328-358.
- DENEKE, U., RITTRERSDORF, W., WERNER, W., (1985), Performance Data of Reflotron-GOT (AST) dry chemistry test for Reflotron, *Clin. Chem.*, 31, 921.
- DENEKE, U., RITTERSDORF, W., (1984), Evaluation of the Refloquant GPT (ALT) reagent carriers with Reflotron, *Clin. Chem.*, 30, 1009.
- DENEKE, U., WILLAMOWSKI, K.D., TRITSCHLER, W., (1984) Evaluation of the Refloquant G-GT reagent carriers with Reflotron, *Clin. Chem.*, 30, 1010.

DESMETH, M., ET AL., (1981), Effekt of age and diet on the fatty acid composition of Triglycerides and Phospholipids from Liver, Adipose Tissue and Crop of the pigeon, *J. Nutr.*, 111, 1480-1488.

DIAGNOSTICA DIALOG, (1986), Sonderbeilage, 1/86, *Eine Zeitschrift der Boehringer Mannheim GmbH*

DIESEM, C.D., VENZKE, W.G., MOORE, E.N., (1958), The hemogram of healthy chickens, *Am. J. Vet. Res.*, 19, 719-724.

DIETLEIN, G., GAMMEL, G., (1981), Erläuterungen zum Boxplot, *Statistical Software Newsletter*, 8, #3, 130-136.

EMPFEHLUNGEN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR KLINISCHE CHEMIE, (1972), Experimentelle Begründung der optimierten Standard-Bedingungen, *Z. klin. Chem. u. klin. Biochem.*, 10, 182-184.

EMPFEHLUNG DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR KLINISCHE CHEMIE, (1970), Standardisierung von Methoden zur Bestimmung von Enzymaktivitäten in biologischen Flüssigkeiten, *Z. klin. Chem. u. klin. Biochem.*, 8, 658-660.

ERDÖS, A., FONTAINE, R., (1977), Determination of normal blood values in three strains of pigeons in relation to age and sex, Part 1, *Arch. Geflügelkd.*, 41 (6), 238-245.

- ERDÖS, A., FONTAINE, R., (1978), Determination of the normal blood values of three breeds of pigeons in relation to age and sex, Part 2, *Arch. Geflügelkd.*, 42 (1), 34-44.
- ERNST, E., (1985), Die Rheologie des Blutes, Aspekte im Hinblick auf das Reflotron^R-System, in Workshop Report, Reflotron^R-System, Boehringer Mannheim, 75-84.
- ERNST, E., LEINBERGER, R., (1988), Einflüsse der Blutfluidität im Reflotron^R-System, *Med. Lab.* 12, 3, 90.
- FAHRAEUS, R., LINDQVIST, T., (1931), The Viscosity of Blood in Narrow Capillary Tubes, *Am. J. Physiol.*, 96, 562-568.
- FEATHERSTONE, W.R., (1969), Nitrogenous metabolites in the Plasma of Chicks, adapted to high protein diets, *Poult. Sci.*, 48, 646-652.
- FOURIE, F., (1977), Effects of Anticoagulants on the Haematocrit, Osmolarity and pH of avian Blood, *Poult. Sci.*, 56, 1842-1846.
- GESSLER, M., (1965), Fermentspiegeländerungen im Blute des Huhnes infolge verschiedener Einflüsse, *Zbl. Vet. Med. A*, 12, 471-478.
- GOLDBERG, R.N., ET AL., (1975), Heat Measurements

- Applied to Biochemical Analysis: Glucose in Human Serum, *Anal. Biochem.*, 64, 68-73.
- GRATZER, W.B., ALLISON, A.C., (1960), Multiple Hämoglobins, *Biol. Rev.*, 35, 459-506.
- GRÖGER, U., (1987), Zur Kinetik von Dexamethason und Prednisolon im Plasma von Haustauben, *Columbologia*, Gmel., 1789, forma urbana, unter Berücksichtigung des weissen Blutbildes, *Med. vet. Diss.*, München, 57.
- GYLSTORFF, I., GRIMM, F., (1987), Vogelkrankheiten, Ulmer, 113-114, 122-146.
- HAGEN, J.P., (1962), An enzymatic method for the estimation of glycerol in blood and its use to determine the effect of noradrenalin on the concentration of glycerol in blood, *Canad. J. Biochem.*, 40, 1129-1139.
- HAHN, U., KUMMERFELD, N., (1988), Erfahrungen mit der Reflektionsphotometrie in der klinischen Labor Diagnostik beim Vogel, 6. Tagung Vogelkrankheiten der DVG in München, Tagungsbericht.
- HANSEN, E.H., and RUZICHA, J., (1974), Enzymatic Analysis by Means of the Air-Gap Elektrode Determination of Urea in Blood, *Analytica Chimica Acta*, 72, 353-364.

HARKNESS, J., (1963), A new instrument for the measurement of plasma-viscosity, *Lancet*, 2, 280-281.

HARKNESS, J., (1971), The viscosity of human blood plasma; its measurement in health and disease, *Biorheology*, 8, 171-193.

HARRISON, G.J., HARRISON, L.R., (1986), Clinical Avian Medicine and Surgery including aviculture, W.B. Saunders company, 174-200.

HEILMEIER, A., (1979), Vergleichende Untersuchungen über die entzündungshemmende Wirkung verschiedener Nebennierenhormone und deren Einfluß auf Glucose-, Harnsäure-, und Fettsäurenspiegel beim Vogel, Vet. med. Diss., München.

HIRSCHBERGER, J., (1987), Klinische Prüfung eines mit Trockenchemie arbeitenden Laborgerätes, Reflo-tron^R, *Tierärztl. Praxis*, 15, 107-111.

HOFMEIER, A., (1987), Das ionisierte Calcium im Blut des Haushuhnes: Abhängigkeit von Alter, Geschlecht, Nahrungsaufnahme, Tageszeit und Legezyklus, Med. vet. Diss., München.

JOHN, T.M., GEORG, J.C., (1977), Blood levels of cyclic Amp, thyroxine, uric acid, certain metabolites and electrolytes under heat-stress and dehydration in the Pigeon, *Arch. Int. Physiol. Biochim.*, 85, 571-582.

- JOHNSON, D., ET AL., (1958), Influence of amino acid deficiencies and protein level in plasma cholesterol. *J. Nutr.*, 66, 367-376.
- KADISH, A.H. & HALL, D.A., (1965), A New Method for the Continuous Monitoring of Blood Glucose by Measurement of Dissolved Oxygen, *Clin.Chem.*, 11, 869-875.
- KAGAYAMA, N., (1971), A direct colorimetric determination of uric acid in serum and urine with Uricase-Catalase system, *Clin. Chim. Acta*, 31, 421-426.
- KAMPEN VAN E.J., ZIJLSTRA, W.G., (1961), Standardization of Hemoglobinometry, II. The Hemoglobin-cyanide method, *Clin. Chim. Acta*, 6, 538-544.
- KARLSON, P., (1980), Kurzes Lehrbuch der Biochemie, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York, 105,243
- KELLER, H., (1985), Fest-Phasen-Chemie, Möglichkeiten und Grenzen, *Biomed. Technik*, 30, 251-260.
- KLEIN, U., (1974) Vergleichende Hämatologie, Gesamteiweißbestimmung und elektrophoretische Auftrennung im Polyacrylamidgel von Seren verschiedener Taubenrassen, Vet. Med. Diss. München.
- KÖSTERS, J., GRIMM, F., (1986), Zur Problematik der Blutuntersuchung beim Vogelpatienten, Symp. der

32. Jahrestagung, Fachgruppe Kleintierkrankheiten
der DVG und WSAVA

- KOLLER, P.U., TRATSCH, H., TRITSCHLER, W., (1984),
Performance Data of Refloquant Glucose in the
evaluation of Reflotron^R, *Clin. Chem.*, 30, 969
- KOUDELA, K., VRBENSKA, A., (1977), Dynamics of the
rhythmicity of uric acid in the blood serum of
cockerels, *Acta Veterinaria (Brno)*, 46, 57-60.
- KOVACH, A.G.B., SZASZ, E., PILMAYER, N., (1969),
Mortality of various avian and mammalian species
following blood loss, *Acta Physiologica Academica
Scientiarum Hungaricae*, 35, 109-116.
- KRAFT, W., DÜRR, M., (1981), Kompendium der Klini-
schen Laboratoriumsdiagnostik bei Hund Katze
Pferd, Verlag M. & H. Schaper, 56-57, 62, 88.
- KRAMER, K., (1980), Arbeitsbuch Physiologie, Bd. I,
Urban Schwarzenberg, 15, 25.
- KREUTZ, F.H., (1962), Enzymatische Glycerinbestim-
mung, *Klin. Wochenschr.*, 40, 362.
- KUMMERFELD, N., ET AL (1985), Untersuchungen über
Glucose und Harnstoff im Blutplasma, sowie
Hämatokrit zur klinischen Labordiagnostik beim
Vogel, *Verhandl. Bericht 27. Internat. Symp.
Zootierkrankheiten, St. Vincent/Turin*, 299-308.

- LAHIRI, A., PULAK, U., (1982), Effect of chronic heat stress on adrenomedullary hormones and blood sugar in blue rock pigeon, *Columba livia* Gmelin, *Indian J. Exp. Biol.*, 20 (6), 492-493.
- LANDSBOROUGH, A., THOMSON, H., (1964), A new Dictionary of Birds, Thomas Nelson Ltd., London, 102.
- LANGELLIER, M., CONNELLY, P., SUBBIAH, M.T., (1976), Plasma lipoprotein profile and composition in White Carneau and Show Racer breeds of pigeons, *Can. J. Biochem.*, 54, 27-31.
- LEVEILLE, G.A., ET AL. (1958), Plasma Cholesterol in Growing Chicken as Influenced by Dietary Protein and Fat, *Proc. Soc. exp. Biol. Med.*, 98, 630-632.
- LIENERT, G.A., (1973 und 1978) Verteilungsfreie Methoden in der Biostatik, 2. Auflage, Band I und II, Verlag Anton Hain, Meisenheim am Glan. ¶
- LORENZ, F.W., (1938), The Influence of Age, Sex and Ovarian Activity on the Blood Lipids of Domestic Fowl, *J. Biolog. Chem.*, 122, 619-633.
- LORENZ, J., (1984), Grundberiffe der Biometrie, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Ney York.
- LUCAS A.M. & JAMROZ, C., (1961), Atlas of avian hematology, *Agric. Monogr.*, 25, U.S. Dept. of Agric., Washington, D.C.

- LUMEIJ, J.T., (1985) The influence of blood sample treatment on plasma potassium concentrations in avian blood, *Avian Pathology*, 14, 257-260.
- LUMEIJ, J.T., (1987) A contribution to Clinical Investigative Methods for Birds, with special Reference to the racing Pigeon, *Columbia livia domestica*, Utrecht, 1-56, 92-98.
- MARSHALL, J.A., (1960), Biology and Comparative Physiology of birds, Vol.1, Academic Press, 345-362.
- MC GILL, R., TUKEY, J.W., LARSON, W.A., (1978), Variation of Box Plots, *The American Statistician*, 32, 12.
- MC GLOTHLIN, C.D., JORDAN, J., (1975), Thermochemical Determination of Glucose in Serum, Plasma, and Whole Blood without Prior Deproteinization, *Clin. Chem.*, 21, 741-745.
- MC NEIL, D., (1977), Interactive Data Analysis. New York, John Wiley, 1-6.
- MEHNER, A., HARTFEL, W., (1983), Handbuch der Geflügelphysiologie, Teil 1, Veb. Gustav-Fischer Verlag, Jena, 280-393.
- MERDES, H., RITTERSDORF, W., WERNER, W., (1985), Reflotron Uric Acid: evaluation of a new dry chemistry test for Reflotron, *Clin. Chem.*, 31, 921.

- NIEPAGE, H., (1961), Zum Hämatokrit, *Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr.*, 74, 475-478.
- NIRMALAN, G.P., AND ROBINSON, G.A., (1971), Hematology of Japanese Quail, *Coturnix japonica*, *Br. Poult. Sci.*, 12, 475.
- PASSING, H., BABLOK, W., (1983), A new biometrical Procedure for testing the Equality of Measurements from two different Analytical Methods, *J. Clin. Chem. Clin. Biochem.*, 21, 709-720.
- PASSING, H., BABLOK, W., (1984), Comparison of Several Regression Procedures for Method Comparison Studies and Determination of Sample Sizes, *J. Clin. Chem. Clin. Biochem.*, 22, 431-445.
- PAULSON, G.R., ET AL, 1971), A Rate-Sensing Approach to Urea Measurement, *Clin.Chem.*, 17, 644.
- PEARCE, J., AND BROWN, W., (1971), Carbohydrate metabolism. In *Physiology and Biochemistry of the domestic fowl*. (Eds. BELL, J.D., FREEMAN, B.M.), Academic Press, London.
- PERSIJN, J.P. VAN DER SLIK, W., (1976), A new method for the determination of G-Glutamyltransferase in serum, *J. Clin. Chem. Clin. Biochem.*, 14, 421-427
- PETRAK, M.L., (1982), *Diseases of Cage and Aviary Birds*, Lea & Febiger, Philadelphia

PILASKI, J., (1972), Vergleichende Untersuchungen über den Hämoglobingehalt des Hühner- und Putenblutes in Abhängigkeit von Alter und Geschlecht, *Arch. Geflügelk.*, 36, 70-77.

REVIS, N.W., ET AL., (1986), Relationship of drinking water desinfectants to plasma cholesterol and thyroid hormone levels in experimental studies, *Proc. Nat. Ac. Sci. of U.S.A.*, 83, 1485-1489.

RIDDLE, O., BRAUCHER, P.F., (1934), Hemoglobin and erythrocyte differences according to sex and season in doves and pigeons, *Am. J. Physiol.*, 108, 554-566.

RITTERSDORF, W., BRAUN, H.-P., CARSTENSEN, C.A., (1984), Analytical performanc of the Refloquant Cholesterol reagent carriers compared with the CHOD-PAP method, *Clin.Chem.*, 30, 990-991.

ROLF, J., (1979), Haltungsbedingter Stress beim Huhn, Verlag Ölschläger GmbH, München, 112-113.

ROSSKOPF, W.J., WOERPEL, R.W., ROSSKOPF, G., VAN DE WATER, D., (1982), Normal hematologic and blood chemistry values for pet avian species, *Proc. West. Poult. Dis. Conf. Poult. Health Symp.*, 31, 143-145.

SACHS, L., (1974), Angewandte Statistik, 4. Auflage, Springer Verlag Berlin, Heidelberg, Ney York.

- SCHELLNER, H.-P., (1969), Blutsenkungsreaktion und Hämatokrit von Hühnerblut mit verschiedenen Antikoagulantien, *Berl. und Münch. Tierärztliche Wochenschrift*, 12, 233-236.
- SCHEUNERT, A., TRAUTMANN, A., (1987), Lehrbuch der Veterinär-Physiologie, 7. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg, 144, 160-206.
- SCHMIDT, F., (1984), Vergleich des Fließverhaltens kernhaltiger und kernloser Erythrozyten in der Kapillarströmung, Med. Diss., Köln.
- SCHUMMER, A., NICKEL, R., SEIFERLE, E., (1973), Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Bd.V, Paul Parey, 87-89.
- SCHWARZE, E., SCHRÖDER, L., MICHEL, G., (1985), Kompendium der Geflügelanatomie, Gustav Fischer Verlag, 168-171.
- SCHWEIZERISCHES LEBENSMITTELBUCH, (1981), 5. Auflage, Kapitel 61, Enzymatische Bestimmungen, Allgemeiner Teil, 17 -18.
- SILBERNAGEL, S., DESPOPOULOS, A., (1979), Taschenatlas der Physiologie, Georg Thime Verlag, Stuttgart, 226.
- SMITH, C.J.V., (1972), Blood glucose levels in young chickens, the influence of light regimes, *Poult. Sci.*, 51, 268-273.

- SMITH, I.M., LICENCE, S.T., (1977), Observations on the use of semi-automatic system for haematological measurements in birds, *Br. Vet. J.*, 133, 585-592.
- SPINELLI, F.R., MEIER, CH.D., (1974), Measurement of blood viscosity, *Biorheologie*, 11, 301-306.
- STÄHLER, F., GRUBER, W., STINSHOFF, K., RÖSCHLAU, P., (1977) Eine praxisgerechte enzymatische Cholesterin - Bestimmung*, *Med. Lab.*, 30, 29-37.
- STONE, H.O., THOMPSON, H.K., SCHMIDT-NIELSEN, K., (1968), Influence of Erythrocytes on Blood Viscosity, *Am. J. Physiol.*, 214, 913-918.
- STRUMIA, M.M., PHILLIPS, M., (1963), Effect of red Cell Factors on the Relative Viscosity of Whole Blood, *Am. J. Clin. Pathol.*, 39, 464-474.
- STURKIE, P.D., NEWMAN, H.J., (1951), Plasma proteins of chickens as influenced by the time of laying, ovulation, number of blood samples taken and plasma volume, *Poult. Sci.*, 30, 60.
- STURKIE, P.D., (1976), *Avian Physiology*, Springer Verlag, 102-129, 352, 376.
- SUBBIAH, M.T., CONNELLY, P.W., (1976) Effect of dietary restriction on Plasma cholesterol and cholesterol excretion in White Carneau pigeon, *Atherosclerosis*, 24, 509-513.

TAPPER, D.N., KARE, M.R., (1956), Distribution of Glucose in Blood of the Chicken, *Proc. Soc. Exp. Med.*, 92, 120-122.

TERPSTRA, A.H.M., HERMUS, R.J.J., WEST, C.E., (1983), The role of dietary protein in cholesterol metabolism, *World Review of Nutrition and Dietetics*, 42, 1-55.

TRITSCHLER, W., (1987), Reflotron^R GOT (AST): Untersuchungen mit "Herz-Enzym" und "Leber-Enzym" im Vergleich zur optimierten Standard-Methode, *Lab. Med.*, 11, 371-375.

TREVAN, J.W., (1918), The Viscosity of Blood, *Biochem. J.*, 12, 60-71.

TUKEY, J.W., (1977), Exploratory Data Analysis, Reading, Massachusetts, Addison-Wesley.

USAMI, S., MAGAZINOVIC, V., CHEN, S., GREGERSEN, M.I., (1970), Viscosity of turkey blood, Rheology of nucleated erythrocytes, *Microvasc. Res.*, 2, 289.

WALTER, E., (1980), Zur Prüfung der Laborausrüstung für enzymatische Bestimmungen, *alimenta* 19.

WEISSHAAR, H.-D., CARSTENSEN, C.A., VOGEL, P., KOLLER, P.U., (1985), Evaluation of a reagent carrier technique for the quantitative determination of Hemoglobin, *Clin. Chem.*, 31, 921.

WELS, A., HORN, V., (1965), Beitrag zur Hämoglobinbestimmung im Blut des Geflügels, *Zbl. Vet. Med. R. A.*, 12, 663-669.

WELS, A., (1966), Die Änderung des roten Blutbildes beim Huhn während und nach einer sechstägigen Durstperiode, *Zbl. Vet. Med. A.*, 13, 246-251.

WELLS, R.E., DENTON, R., MERRILL, E.W., (1961), Measurements of Viscosity of Biologic Fluids by Cone Plate Viscometer, *J. Lab. & Clin. Med.*, 57, 646-656.

WERNER, W., REY, H.-G., WIELINGER, H., (1970), Über die Eigenschaften eines neuen Chromogens für die Blutzuckerbestimmung nach der GOD/POD-Methode, *Z. Anal. Chem.*, 252, 224-228.

WIESNER, E., RIBBECK, R., (1983), Wörterbuch der Veterinärmedizin, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York, 487.

WILL, G.A., (1981), Vergleichende Untersuchungen zur Rheologie von Suspensionen kernhaltiger und kernloser Erythrozyten in der Kapillarströmung, *Med. Diss.*, Köln.

WINTROBE, M.M., (1933), Macroscopic examination of the blood, *Am. J. Med. Sci.*, 185, 58-71.

YOUNG, F., (1974), Serum lipids of young Show Racer

and White Carneau pigeons fed a semipurified diet with or without cholesterol, *J. Nutr.*, 104, 719-725.

ZECH, R., DOMAGK, G., (1986), *Enzyme, Biochemie, Phathobiochemie, Klinik, Therapie*, Edition Medizin, Weinheim.

ZIEGENHORN, J., ET AL., (1977), Kinetic Enzymatic Method for Automated Determinatzion of Glucose in Blood and Serum, *J. Clin. Chem. Clin. Biochem.*, 15, 13-19.

8.0 VERZEICHNIS DER ABKÜRZUNGEN

ABTS	= 2.2'-Azino-di-(3-äthylbenzthiazolon)- 6'-sulfonat
ADP	= Adenosin-5'-diphosphat
ALT	= Alanin-Aminotransferase
AST	= Aspartat-Aminotransferase
ATP	= Adenosin-5'-triphosphat
CHOD-PAP	= Cholesterinoxidase-Peroxidase/p-Amino- phenazon
CHOL	= Cholesterin
E	= Extinktion
EDTA	= Äthylendiamintetraacetat
(Fe(CN)) ₆	= Hexacyanoferrat(III)
G-GT	= Gamma-Glutamyl-Transpeptidase
GK	= Glycerokinase
GLDH	= Glutamatdehydrogenase
GLU	= Glukose
GOD	= Glukose-Oxidase
GOT	= Glutamat-Oxalat-Transaminase
GPT	= Glutamat-Pyruvat-Transaminase
HB	= Hämoglobin
HK	= Hämatokrit
KGW	= Körpergewicht
Hg(CN) ₂	= Quecksilbercyanid
LDH	= Lactat-Dehydrogenase
MDH	= Malat-Dehydrogenase
NAD	= Nicotinamid-adenin-dinucleotid
NADH	= Nikotinamid-adenin-dinucleotid reduz.
NH ₃	= Ammoniak
NH ₄	= Ammonium

PEP	= Phosphoenol-pyruvat
PK	= Pyruvat-Kinase
POD	= Peroxydase
PyOD	= Pyruvat-Oxydase
TRI	= Triglyceride
U	= internationale Einheit für Enzyme
UA	= Uric Acid (Harnsäure)
UREA	= Harnstoff

Herrn Prof. Dr. J. Kösters sei an dieser Stelle für die Überlassung des Themas, die Bereitstellung des Arbeitsplatzes, sowie seine Unterstützung gedankt.

Bei Herrn Dr. Fritz Grimm möchte ich mich herzlich für die rege und freundliche Betreuung der Arbeit und seine stets gewährte Hilfe bedanken.

Für ihr Interesse und viele guten Ratschläge danke ich Frau Prof. Dr. H. Gerlach.

Allen Mitarbeitern und Doktoranden des Institutes sei für ihre freundliche Aufnahme und Hilfe gedankt.

Für die Zurverfügungstellung des Gerätes, sowie die freundliche Unterstützung bedanke ich mich herzlich bei der Firma Boehringer Mannheim, insbesondere bei Herrn Dr. P. Rudloff und dem Team der "Prämix".

Herrn Dr. E. Ernst und Herrn Holger Bergmann am hämorrheologischen Forschungslabor der Klinik für Physikalische Medizin der Universität München, gilt mein Dank für die Hilfe bei der Realisierung der Viskositätsbestimmungen.

Für die Benutzungsmöglichkeit der photometrischen Anlage zur Bestimmung der Enzymaktivitäten bedanke ich mich bei dem Team der Medizinischen Tierklinik.

Für ihre Freundschaft, Unterstützung und das treue "Zur-Seite-Stehen" danke ich ganz herzlich Christian, Ileen, Andreas, Katinka und Nikolai, der Familie Hoenig, sowie Ricarda, Ulla, Peter, Helmut und Andi. Für ihre Aufmunterungen und das Verständnis danke ich besonders meinen Geschwistern und meinem Vater.

LEBENS LAUF

- 1959 08.11. geb in Karlsruhe
Vater: Dr.med. H. Kürner, Dermatologe
Mutter: Sigrid Kürner, geb. Huber
Eine ältere Schwester, zwei ältere Brüder
- 1965 - 1969 Besuch der Grundschule in Karlsruhe,
Abschluß des vierten Schuljahres
- 1969 - 1978 Besuch der Schloß Schulen Salem (Gymnasium)
Abschluß mit Abitur
- 1978 - 1979 Besuch einer französischen Sprachschule in
Lausanne und Arbeiten in franz. Familie
- 1979 - 1981 Studium der Agrarwissenschaften an der
TU-München/Weihenstephan
- 1981 - 1986 Studium der Tiermedizin an der LMU-München
Abschluß mit Approbation
- 1986 - 1988 Arbeit an der Dissertation am Institut für
Geflügelkrankheiten der LMU-München

